

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

GUSTAVO EIDI YAMASSAKI

**AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO, BALANÇO ENERGÉTICO E PARÂMETROS
FISIOLÓGICOS DO PREDADOR INVASOR *Micropterus salmoides* (Lacepède,
1802) SUBMETIDO A DIFERENTES TEMPERATURAS**

CURITIBA

2017

GUSTAVO EIDI YAMASSAKI

**AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO, BALANÇO ENERGÉTICO E PARÂMETROS
FISIOLÓGICOS DO PREDADOR INVASOR *Micropterus salmoides* (Lacepède,
1802) SUBMETIDO A DIFERENTES TEMPERATURAS**

Dissertação apresentada como requisito parcial à
obtenção do grau de Mestre em Ecologia e Conservação,
no Curso de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação,
Setor de Ciências Biológicas, da Universidade Federal do
Paraná.

Orientador(a): Profa. Dra. Viviane Prodocimo

CURITIBA

2017

Universidade Federal do Paraná
Sistema de Bibliotecas

Yamassaki, Gustavo Eidi

Avaliação do crescimento, balanço energético e parâmetros fisiológicos do predador invasor *Micropterus salmoides* (Lacépède) submetido a diferentes temperaturas. / Gustavo Eidi Yamassaki. – Curitiba, 2017.
72 f.: il. ; 30cm.

Orientador: Viviane Prodocimo

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação.

1. Bioinvasão 2. Peixe 3. Temperatura – Efeito fisiológico I. Título II. Prodocimo, Viviane III. Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação.

CDD (20. ed.) 574.5222



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
Setor CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
Programa de Pós-Graduação ECOLOGIA E CONSERVAÇÃO

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em ECOLOGIA E CONSERVAÇÃO da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da Dissertação de Mestrado de **GUSTAVO EIDI YAMASSAKI** intitulada: **AValiação DO CRESCIMENTO, BALANÇO ENERGÉTICO E PARÂMETROS FISIOLÓGICOS DO PREDADOR INVASOR *Micropterus salmoides* (Lacépède) SUBMETIDOS A DIFERENTES TEMPERATURAS**, após terem inquirido o aluno e realizado a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua **APROVAÇÃO** no rito de defesa.

A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

Curitiba, 08 de Junho de 2017.


VIVIANE PRODOCIMO

Presidente da Banca Examinadora (UFPR)


RAUL RENNO BRAGA

Avaliador Externo (UFPR)


FLAVIA DUARTE FERRAZ SAMPAIO

Avaliador Externo (UFPR)



AGRADECIMENTOS

Dedico este trabalho a todos meus familiares e amigos. Algumas pessoas foram fundamentais no processo de preparação deste trabalho e devo um agradecimento especial para:

a família - Roberto Tadakazo Yamassaki (meu pai), Mary Shizue Makita (minha mãe), Hugo Seiti Yamassaki (irmão), Fabio Tomio Yamassaki (irmão), Lise (namorada), primos, tios e principalmente aos meus avós Emilia Emico Makita e Paulo Yoneo Makita.

aos amigos - a Viviane Prodocimo (professora e orientadora) pela paciência, auxílio, dedicação e principalmente pelo voto de confiança depositado em mim, ao Jean Vitule (professor) pela amizade, conversas e também pelo voto de confiança, a professora Carolina Freire (professora) por ter me acolhido como parte do laboratório, a todos os amigos feitos no LFCO e no LEC entre muitos outros;

as instituições – ao CNPq por incentivar e financiar a pesquisa, a Universidade Federal do Paraná e ao programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação (PPGECO), ao Lactec, a Sanepar.

ao meu cachorro – Bolota, companheiro de caminhadas e uns dos meus melhores amigos;

Eternamente grato.

RESUMO

Alterações no padrão de temperaturas ambientais ocasionadas por mudanças climáticas podem influenciar a distribuição e abundância de espécies invasoras parcialmente devido aos seus efeitos sobre a fisiologia destes animais. Dentre as principais espécies de peixes invasoras piscívoras encontradas no Brasil destaca-se o *Micropterus salmoides* introduzido em 1922. Apesar de ter se passado quase um século da sua introdução, apenas recentemente começaram-se os estudos sobre seu processo de invasão em reservatórios subtropicais. O objetivo deste trabalho foi avaliar o crescimento, a alocação de energia consumida em forma de alimento e parâmetros fisiológicos em diferentes condições termais de juvenis de *M. salmoides* de uma população encontrada em um reservatório subtropical, no estado do Paraná, Brasil. Os juvenis de *M. salmoides* (peso entre 5 a 9 g) foram expostos por 28 dias as condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C. A alimentação foi realizada a cada 48 horas com tilápias (*Coptodon rendalli* e *Oreochromis niloticus*) vivas. Os resultados obtidos denotam um menor índice de eficiência alimentar, uma menor taxa de crescimento específico e crescimento em comprimento em peixes aclimatados na temperatura de 15 °C. Nas demais temperaturas de 25, 30 e 33 °C o crescimento foi semelhante. O fator de condição de Fulton foi significativamente menor em 33 °C demonstrando uma perda da capacidade de mobilização de energia nesta condição. O balanço energético de juvenis de *M. salmoides* no mínimo crescimento foi em 15 °C com $CO (100 \%) = FE(10,7) + M(75) + CR(14,3)$ e o maior em 33 °C com $CO (100 \%) = FE(14,9) + M(29,8) + CR(56,3)$ (CO-alimento consumido; FE-fezes excretadas; M-metabolismo; CR-crescimento). O aumento de lactato plasmático observado em juvenis de *M. salmoides* em 15 °C sugere a ativação do metabolismo anaeróbico. Os maiores níveis de glicose sanguínea observados em peixes em 30 e 33 °C demonstram uma maior necessidade de energia para sustentar a demanda energética nas células com o aumento da temperatura. Não foram observadas diferenças significativas tanto na atividade da enzima anidrase carbônica quanto no teor hídrico do músculo branco. Os juvenis de *M. salmoides* utilizados neste estudo demonstraram ser susceptíveis ao estresse termal em temperatura de 15 °C, assim, em condições naturais do reservatório do Passaúna, o inverno (menores temperaturas registradas) pode ser limitante para os juvenis de *M. salmoides*, período no qual provavelmente seja crucial para a sua sobrevivência. Por outro lado, em temperaturas mais altas o black bass demonstrou um alto crescimento em condições de temperatura 25, 30 e 33 °C. Sugere-se que a temperatura de 25 °C registrada no verão fornece condições ideais para que os juvenis se alimentem e cresçam rapidamente. Além disso, estes resultados indicam que em caso de aquecimento da temperatura da água no reservatório (natural ou antrópica), o black bass ainda continuará a exibir altas taxas de crescimento, o que pode desencadear em desvantagens competitivas para as outras espécies nativas intensificando o impacto da espécie na cadeia trófica local.

Palavras-chave: Espécie invasora, juvenis, estresse termal

ABSTRACT

Changes in environmental temperature may influence invasive species' abundance and distribution due to its effects on the physiology of these animals. In the group of invasive species of fishes found in Brazil there is the *Micropterus salmoides* introduced in 1922, and although almost a century has passed, studies on its invasion process in subtropical reservoirs recently started. The aim of this study was to assess the growth, energy allocation consumed as food and physiological parameters of juveniles of *M. salmoides* in different thermal conditions from a population located in a subtropical reservoir in the state of Paraná, Brazil. The juveniles of *M. salmoides* (weight between 5 to 9 g) were exposed for 28 days at the temperature conditions of 15, 25, 30, and 33 °C. Feeding was offered every 48 hours with live tilapia (*Coptodon rendalli* and *Oreochromis niloticus*). The results obtained indicate a lower feed efficiency index, a lower specific growth rate and growth in length in acclimated fish at a temperature of 15 °C. At the temperatures of 25, 30 and 33 °C the growth was similar. The Fulton's Condition Factor (*K*) was significantly lower at 33 °C demonstrating a loss of capacity of energy mobilization in this condition. The energy budget of juveniles of *M. salmoides* at the lowest growth was at 15 °C showing CO (100 %) = FE (10,7) + M (75) + CR (14,3) and the highest at 33°C showing CO (100 %) = FE (14.9) + M (29.8) + PS (56.3) (CO-food intake, FE-excreted faeces, M-metabolism, CR-growth). The highest plasma lactate observed in juveniles of *M. salmoides* at 15°C suggests activation of anaerobic metabolism. The highest blood glucose levels observed in fish at 30 and 33 °C demonstrate a greater need of energy to sustain the energy demand in the cells with increasing temperature. No significant differences were observed in the activity of the carbonic anhydrase enzyme and neither in the water content of the white muscle. The juveniles of *M. salmoides* used in this study have shown to be susceptible to thermal stress at a temperature of 15 °C, thus, under natural conditions of the Passaúna reservoir, the winter may be limiting for juveniles of *M. salmoides*. On the other hand, in higher temperatures the black bass demonstrated a higher growth in conditions of temperature 25, 30 and 33 °C. Thus, the summer temperature of 25 °C may provides ideal conditions for juveniles to feed and grow rapidly to bear the extreme conditions during the winter. In addition, these results indicate that in case of heating of the water temperature in the reservoir (natural or anthropic), juvenile of black bass will still continue to exhibit high growth rates, which can lead to competitive disadvantages for the other native species, intensifying the impact of the species in the local trophic chain.

Key-words: Invasive species, juvenile, thermal stress

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Juvenil de <i>Micropterus salmoides</i> , vulgarmente chamado de “black bass”.	20
FIGURA 2 - Rede “fyke” com malha de 10mm utilizada na coleta de juvenis de <i>M. salmoides</i> no reservatório do Rio Passaúna.	25
FIGURA 3 – Tanque estoque de 310 Litros utilizado para abrigar os juvenis de <i>M. salmoides</i> .	26
FIGURA 4 - Sistema fechado com aquários em banho-maria dentro de isopores de 120 litros.	27
FIGURA 5 – Juvenil de <i>M. salmoides</i> . CT – comprimento total (mm) e CP – comprimento padrão (mm). Escala em centímetros.	28
FIGURA 6 - A) Índice de eficiência alimentar (IEA); B) Taxa de crescimento específico (TCE % Ganho peso/dia); C) Crescimento em comprimento padrão (C % Ganho CP/dia); D) Fator de condição Fulton (k) de juvenis de <i>M. salmoides</i> expostos a temperaturas de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). Nos “box plots”, a linha central denota as medianas, as linhas superiores e inferiores denotam o terceiro e o primeiro quartil, respectivamente. As linhas verticais acima e abaixo da caixa demonstram o erro e as linhas horizontais os valores máximos e mínimos. As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (ANOVA:tukey, $p<0,05$).	37
FIGURA 7 – A) Consumo (CO) em gramas de peso seco; B) Excretas fecais (FE) em gramas de peso seco; C) Biomassa assimilada (A) em gramas de peso seco; D) Porcentagem de CO (100 %) eliminada por FE (% barra preta) e A (% barra cinza) de juvenis de <i>M. salmoides</i> expostos a temperaturas de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). Nos “box plots”, a linha central denota as medianas, as linhas superiores e inferiores denotam o terceiro e o primeiro quartil, respectivamente. As linhas verticais acima e abaixo da caixa demonstram o erro e as linhas horizontais os valores máximos e mínimos. As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (Teste estatístico: Kruskal-Wallis: Dun’s $p<0,05$).	39

- FIGURA 8 – Relação entre o peso-seco (g) e o comprimento total (mm) de juvenis da espécie *M. salmoides* para uma população do reservatório do rio Passaúna, Araucária, Paraná.40
- FIGURA 9 - A) Crescimento (CR) em gramas de peso seco; B) Metabolismo (M) em gramas de peso seco; C) Porcentagem de A (100 %) destinada a CR (% barra preta) e M (% barra cinza) de juvenis de *M. salmoides* expostos a temperaturas de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). Nos “box plots”, a linha central denota as medianas, as linhas superiores e inferiores denotam o terceiro e o primeiro quartil, respectivamente. As linhas verticais acima e abaixo da caixa demonstram o erro e as linhas horizontais os valores máximos e mínimos. As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (Testes estatísticos: Kruskal-Wallis: Dunn’s $p < 0,05$).42
- FIGURA 10 – Concentração de amônia na água (mg/L; N=6) de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C. As linhas verticais acima e abaixo das barras demonstram o erro padrão da amostra. Letras iguais indicam ausência de diferenças significativas entre as condições experimentais. Teste estatístico: Amônia - Kruskal-Wallis: Dunn’s $p < 0,05$44
- FIGURA 11 – Teor hídrico do músculo branco (%; N=12), glicose sanguínea (mg/dL; $8 \leq N \leq 12$), consumo de oxigênio ($\text{mgO}_2/\text{g/h}$; N=6), lactato plasmático (mmol/L; $5 \leq N \leq 11$) de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C. As linhas verticais acima e abaixo das barras demonstram o erro padrão da amostra. Letras iguais indicam ausência de diferenças significativas entre as condições experimentais. Testes estatísticos: Teor hídrico - ANOVA $p > 0,05$; Glicose - Kruskal-Wallis: Dunn’s $p < 0,05$; Consumo de oxigênio - ANOVA: Tukey $p < 0,05$; Lactato - Kruskal-Wallis: Dunn’s $p < 0,05$).46
- FIGURA 12 – Atividade da enzima anidrase carbônica nas brânquias (AAC/mg de proteína) de juvenis de *M. salmoides* expostos as temperaturas de 15 (N=6), 25 (N=12), 30 (N=7) e 33 °C (N=7). As linhas verticais acima e abaixo das barras demonstram o erro padrão da amostra. Letras iguais

indicam ausência de diferenças significativas entre as condições
experimentais. (ANOVA: Tukey; $p > 0,05$).47

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - Valores de comprimento total (CT - mm) inicial e final, peso seco (P - g) inicial e final e crescimento (CR - g) de juvenis de <i>M. salmoides</i> alimentados com tilápia em condições de temperatura de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9).	41
TABELA 2 - Valores do coeficiente instantâneo de assimilação bruta (U_i^{-1}), coeficiente instantâneo de produção bruta (K^1_i) e coeficiente instantâneo de produção líquida (K^2_i) para juvenis de <i>M. salmoides</i> alimentados com tilápias em condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C.	43

LISTA DE SIGLAS

CT – Comprimento total (mm)

CP – Comprimento parcial (mm)

P – Peso (g)

V – Volume (L)

K – Fator de condição Fulton

IEA – Índice de eficiência alimentar

TCE – Taxa de crescimento específico (%)

C – Crescimento diário em comprimento padrão (%)

CO – Biomassa seca total consumida (%)

A – Biomassa seca assimilada (%)

FE – Peso seco das fezes produzidas (%)

CR – Crescimento (%)

M – Metabolismo (%)

U_i^{-1} - Coeficiente instantâneo de assimilação bruta

K^1_i - Coeficiente instantâneo de produção bruta

K^2_i - Coeficiente instantâneo de produção líquida

O₂ – Concentração de oxigênio (mg/L)

NH₃ – Concentração de Amônia não ionizada (mg/dL)

AAC – Atividade da anidrase carbônica (Atividade da anidrase carbônica / mg de proteína)

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
1.1 Contextualização geral	13
1.2 Influência da temperatura no crescimento e balanço energético dos peixes	15
1.3 Influência da temperatura no consumo de oxigênio e excreção de amônia pelos peixes	16
1.4 Estresse termal	17
1.5 Espécie-alvo do estudo	20
2. OBJETIVOS	23
2.1 Objetivo geral	23
2.2 Objetivos específicos	23
3. MATERIAL E MÉTODOS	24
3.1 Local da coleta	24
3.2 Metodologia de coleta	24
3.3 Aclimação em laboratório	25
3.4 Descrição do experimento	27
3.4.1 Biometria e pesagem dos juvenis de <i>M. salmoides</i>	28
3.4.2 Alimentação	29
3.5 Balanço energético	30
3.5.1 Consumo de alimento (CO)	30
3.5.2 Produção de fezes (FE)	30
3.5.3 Assimilação (A)	31
3.5.4 Crescimento (CR)	31
3.5.5 Metabolismo (M)	32
3.5.6 Eficiência	32
3.6 Parâmetros fisiológicos	32
3.6.1 Consumo de oxigênio	32
3.7 Concentração de amônia não ionizada (NH ₃)	33
3.8 Coleta e análise de sangue e tecidos	34
3.8.1 Glicose sanguínea	34
3.8.2 Lactato plasmático	34
3.8.3 Teor hídrico do músculo branco	35

3.8.4 Atividade da anidrase carbônica (AAC)	35
3.9 Análises estatísticas.....	36
4. RESULTADOS.....	36
4.1 Parâmetros de crescimento e Fator de condição Fulton (K)	36
4.2 Balanço energético	38
4.2.1 Consumo (CO), Excretas fecais (FE) e Assimilação (A)	38
4.2.2 Crescimento (CR) e Metabolismo (M).....	39
4.2.3 Balanço e eficiência energética	42
4.3 Parâmetros fisiológicos	43
4.3.1 Concentração de amônia não ionizada na água (NH ₃).....	43
4.3.2 Consumo de oxigênio (O ₂).....	44
4.3.3 Glicose sanguínea	44
4.3.4 Lactato plasmático	45
4.3.5 Teor hídrico do músculo branco (TH)	45
4.3.6 Atividade da Anidrase carbônica (AAC)	46
5. DISCUSSÃO	48
5.1 Crescimento em juvenis de <i>M. salmoides</i>	48
5.2 Balanço energético	52
5.3 Consumo de oxigênio e concentração de amônia na água	53
5.4 Parâmetros fisiológicos: lactato plasmático, glicose sanguínea, teor hídrico do músculo branco e atividade da anidrase carbônica	54
6. CONCLUSÃO	57
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS	58
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59

1. INTRODUÇÃO

1.1 Contextualização geral

Os peixes estão entre os grupos de organismos aquáticos mais frequentemente introduzidos no mundo (Gozlan 2010). Atividades antrópicas como a aquicultura (59%), a comercialização de peixes ornamentais (21%), a pesca esportiva (12%) e comercial (7%) são as principais causas de introdução de peixes não nativos por todo o globo (Gozlan 2008). A introdução de espécies não nativas em diversos ecossistemas aquáticos de água doce pode ocorrer intencionalmente, por exemplo, com objetivo de incrementar a pesca comercial através da soltura direta dos peixes no ambiente (Canonico et al. 2005), ou acidentalmente, como por exemplo, através do escape de peixes de açudes para os rios (Vitule, Umbria e Aranha 2006b).

Frequentemente, a introdução de espécies não nativas está associada a alterações na paisagem causadas pelo homem (Diham et al. 2007). Dentre as diversas formas de alterações nos ecossistemas naturais de água doce, destaca-se o represamento de rios para a construção de reservatórios de abastecimento para o consumo humano, irrigação e geração de energia elétrica (Agostinho, Pelicice e Gomes 2008; Jonhson, Olden e Zanden 2008). Apesar de sua importância econômica e social, a construção de um reservatório a partir de um rio transforma um ecossistema local lótico (rio com correnteza) em lêntico (represa com intensidade de correnteza baixa ou quase nula), onde fragiliza a comunidade nativa tornando-a mais susceptível a invasão (Rahel 2002; Havel, Lee e Zanden 2005; Jonhson, Olden e Zanden 2008; Vitule, Skóra e Abilhoa 2012). Em reservatórios próximos a centros urbanos, o problema da invasão se agrava, pois sua construção favorece o aumento da propagação de propágulos, conectividade entre ecossistemas e disseminação de espécies via dispersão natural e/ou antrópica (Havel, Lee e Zanden 2005; Jonhson, Olden e Zanden 2008).

Segundo Blackburn et al. (2011), a espécie não nativa deve obrigatoriamente transpor quatro etapas durante o processo de invasão: 1) o transporte – indivíduos devem ser transportados além dos limites de seu habitat nativo; 2) a introdução – indivíduos são introduzidos no novo ambiente acidentalmente ou intencionalmente; 3) o estabelecimento – indivíduos sobrevivem no novo ambiente, se reproduzindo e formando uma população auto sustentável próximo ao local de introdução; 4) a

dispersão e/ou expansão populacional – população auto sustentável com indivíduos capazes de sobreviver e se reproduzir há uma distância significativa do seu ponto de introdução. Em cada uma das etapas descritas acima, os organismos precisam ultrapassar filtros ambientais abióticos (e.g. temperatura da água) e bióticos (e.g. disponibilidade de alimento) para que o processo de invasão se complete.

A dispersão e a estabilização de espécies não nativas, onde sua ocorrência não é natural, pode desencadear efeitos negativos à comunidade local através de processos ecológicos envolvendo predação (Maezo e Miyashita 2003), competição (Canonica et al. 2005), diminuição da diversidade (Tsunoda e Mitsuo 2012), e que em certos casos pode acabar culminando na extinção da espécie nativa (Cambray e Stuart 1985). Por estes e diversos outros motivos, a invasão é considerada um dos principais problemas para a conservação de peixes de água doce (Cambray 2003; Gherardi 2007; Vitule, Freire e Simberloff 2009).

Durante a fase de estabelecimento e dispersão de um peixe não nativo diversos parâmetros ambientais do local devem estar de acordo com as exigências do modo de vida da espécie, onde a temperatura desempenha um importante papel no processo de invasão. A maioria das espécies de peixes são ectotérmicos, ou seja, sua temperatura corporal é determinada diretamente pela temperatura da água, a qual controla e limita todos os parâmetros fisiológicos e comportamentais dos peixes (Fry 1947). Os peixes frequentemente podem perceber mudanças na temperatura da água $<0,5\text{ }^{\circ}\text{C}$ (Murray 1971), sendo que a temperatura corporal de peixes teleósteos é igual ou está dentro do limite de até $1\text{ }^{\circ}\text{C}$ acima ou abaixo da temperatura da água (Svobodová et al. 1993). A completa troca de gases respiratórios entre a água e o sangue nas brânquias resulta em um equilíbrio entre as temperaturas do sangue e o meio, mas a maior parte da transferência de calor (70-90 %) é conduzida através da parede corporal do peixe (Elliot 1981).

Peixes podem ser encontrados em diversos habitats em temperaturas de $2,5$ à $44\text{ }^{\circ}\text{C}$, mas as diferentes espécies vivem entre os limites letais incipientes de maior e menor temperatura (Fry 1947). Existem limites claros de tolerância a temperatura nos diferentes estágios de vida, e estes limites podem variar marcadamente entre as espécies (Prodocimo e Freire 2001; Elliott e Elliott 2010; Bear 2005; Dülger et al. 2002; Somero 2005; Gutierrez 2015). Peixes podem ser estenotérmicos, com limites muito estreitos de tolerância a variações de temperatura, ou euriérmicos, com um limiar

bastante amplo de tolerância a temperatura. Geralmente, os peixes são classificados em guildas termais baseada em sua tolerância a temperatura: 1) peixes de águas geladas <20 °C; 2) peixes de águas frias entre 20 e 28 °C; 3) peixes de águas quentes >28 °C (Magnuson et al. 1997). Sob condições onde o suprimento de alimento não é limitante, a temperatura da água é uns dos parâmetros abióticos que mais afeta o modo de vida dos peixes determinando a sua distribuição, abundância, metabolismo e comportamento (Fry 1971; McCullough et al. 2001; Akhtar et al. 2013).

Parâmetros abióticos da água, como a temperatura, podem funcionar como “barreiras” ou “filtros” que limitam o estabelecimento de espécies invasoras em ambientes aquáticos (Rahel e Oden 2008). Uma vez alterado este filtro, os organismos não-nativos poderão expandir sua colonização a outros ambientes, alterar a composição da comunidade, além de intensificar os processos ecológicos como predação e competição (Kolar e Lodge 2000; Rahel e Oden 2008). Em um cenário de mudanças climáticas, as alterações na temperatura da água poderão criar condições estressantes para peixes adaptados a água gelada, mas fornecerão condições adequadas para permitir que espécies não nativas de águas mais quentes prosperem (Sharma et al. 2007). Normalmente, espécies não nativas possuem características fisiológicas (e.g. amplitude de tolerância termal) e ecológicas (e.g. competição na predação) que as permitem ter uma vantagem em relação as nativas diante as alterações na temperatura da água esperadas no futuro (Minns e Moore 1995; Rieman, Lee e Thurow 1997; Olden, Poff e Bestgen 2006; Rahel e Oden 2008).

1.2 Influência da temperatura no crescimento e balanço energético dos peixes

A reposta do crescimento do peixe à temperatura geralmente segue um padrão, no qual, o crescimento e o consumo de alimento aumentam com o aumento da temperatura até um nível ótimo, seguido de um declínio com o aumento da temperatura assim que o metabolismo excede a energia ingerida (Goolish e Adelman 1984; Ojanguren, Reyes-Gavilán e Braña 2001; Selon et al. 2001). A temperatura ótima de crescimento frequentemente coincide com o ótimo fisiológico no âmbito do metabolismo, máxima velocidade de natação, e máxima tolerância a falta de oxigênio (Brett et al. 1969), além de coincidir também com o ótimo comportamental como a preferência por temperaturas e habilidade competitiva (Jobling 1981; Cunjak e Green

1986). Peixes que competem dentro da amplitude de temperatura ótima tem um vantagem sobre as espécies que estão fora de sua amplitude ótima (Cunjak e Green 1986; Brandt 1993; De Staso e Rahel 1994). Por exemplo, um estudo realizado em laboratório em Montana, EUA, demonstrou que juvenis de trutas de *Oncorhynchus mykiss* aparentam ter uma vantagem fisiológica sobre a *Oncorhynchus clarkii lewisi* em relação ao crescimento e sobrevivência em condições de temperaturas acima de suas ótimas (Bear 2005). Assim, os resultados sugerem que em locais onde ambas espécies coexistem mas a *O. mykiss* não é nativa e a *O. clarkii lewisi* é nativa, a espécie *O. mykiss* terá sua distribuição ampliada diante de possíveis mudanças climáticas. Portanto, determinar a tolerância termal das espécies é importante para entendermos sua fisiologia e ecologia, assim como prever efeitos em longo prazo das mudanças climáticas (Pörtner e Peck 2010).

A temperatura da água determina a taxa de aquisição e alocação de energia em peixes ectotérmicos, variando de espécie para espécie de acordo com o tipo de alimento e estágio de maturação sexual (Niimi e Beamish 1974; Fox e Crivelli 1998; Van Ham et al. 2003; Espínola, Júlio-Junior e Benedito 2016; Sandersfield et al. 2016). A energia fisiológica, ou bioenergia animal, está relacionada a taxa de energia gasta, as perdas e ganhos, e as eficiências da transformação da energia em processos funcionais do organismo como um todo (Brett e Groves 1979). Segundo Jobling (1993), o princípio básico da bioenergia pode ser declarado como toda energia obtida em forma de alimento utilizada em processos metabólicos ou em novos tecidos corporais (e.g. crescimento) até a eliminação de fezes ou excreção. Desta maneira, uma avaliação do balanço energético de espécies nativas e não nativas fornecerá uma melhor compreensão da sua ecologia, sendo que no caso de espécies não nativas, a alocação de energia pode variar durante o seu ciclo de vida de acordo com seu novo habitat (Phan et al. 1993).

1.3 Influência da temperatura no consumo de oxigênio e excreção de amônia pelos peixes

As brânquias dos peixes são determinantes no processo de difusão do oxigênio da água para o organismo principalmente na fase adulta (Cech e Brauner 2011). A absorção de oxigênio, junto com o metabolismo de substratos orgânicos

como a glicose e os lipídios, são importantes fontes de energia para os processos bioquímicos que ocorrem na célula (e.g. na mitocôndria), agindo na manutenção do organismo, assim como para outras funções aeróbicas como o crescimento, movimento, reprodução e resistência a doenças, no qual todos são determinantes da aptidão de cada indivíduo (Cech e Brauner 2011). A temperatura é um dos fatores chave na influência da taxa metabólica em ectotérmicos (Hochachka e Somero 2002) e considerada a melhor medida do aumento do metabolismo (Coutant 1975). Para a grande maioria dos peixes teleósteos, a medida que a temperatura aumenta há um aumento da demanda metabólica por oxigênio fazendo com que ocorra um aumento do consumo de oxigênio, consequentemente, o oposto ocorre quando a temperatura diminui, no qual o consumo de oxigênio diminui em decorrência da diminuição da demanda metabólica por oxigênio (Díaz et al. 2005; Vanella et al. 2010; Hillyard 2011; Rombough 2011; Frisk, Steffensen e Skov 2012).

As brânquias dos peixes também são as principais vias de excreção de compostos nitrogenados como a amônia. A amônia é o produto primário final do catabolismo de aminoácidos realizado principalmente no fígado (Chew et al. 2005; Randall e Ip 2006), e é transportada no sangue até as brânquias onde cerca de 80 a 90% da amônia é excretada (Campbell 1997; Evans et al. 2005; Weihrauch, Wilkie e Walsh 2009). Em solução aquosa, a amônia normalmente está em equilíbrio entre a forma ionizada (NH_4^+) e a não-ionizada (gás NH_3) (Randall 2011), sendo esta última mais tóxica para os peixes (Miron et al. 2008; Dinesh et al. 2013; Souza-Bastos, Val e Wood 2015). Geralmente a excreção de amônia segue respostas similares ao padrão de consumo de oxigênio no qual ambos frequentemente aumentam com o aumento da temperatura em peixes em jejum (Alsop et al. 1999; Leung et al. 1999; Zakes, Zakes e Kata 2003; Luo e Xie 2009).

1.4 Estresse termal

Alterações na temperatura da água podem vir a estressar o peixe, ou seja, produzem efeitos que ameaçam ou afetam o equilíbrio homeostático do animal causando uma série de respostas comportamentais, fisiológicas compensatórias e/ou adaptativas para que a ameaça seja superada (Wendelaar-Bonga 1997; Portner e Farrel 2008; Tomanek 2008). Basicamente, quando um peixe é exposto a um agente

estressor pode ocorrer a sucessão de três respostas (Oba, Mariano e Santos 2009): 1) primárias: a nível endócrino com a ativação de eixos neuroendócrinos que resultam na liberação de hormônios catecolaminas (adrenalina e noradrenalina) e corticosteroides (cortisol e cortisona); 2) secundárias: a liberação de catecolaminas e cortisol tem como consequência alterações bioquímicas e fisiológicas no organismo; 3) terciárias: efeitos duradouros em peixes submetidos a exposição crônica podendo induzir a uma série de alterações como a diminuição da taxa de crescimento, reprodução e resistência a doenças.

A condição estressante sobre o organismo pode se dar de forma aguda (curtos períodos de tempo) ou crônica (longos períodos de tempo). Estresse foi categorizado por Fry (1947) e Brett (1958) como letal (levando a morte dentro de um tempo de resistência), limitante (restringe metabolismos essenciais ou interferem no metabolismo da energia ou respiração), inibidor (interferindo nas funções normais como reprodução, balanço iônico, e alimentação), e acumulador (efeito cumulativo do estresse afetando o crescimento e a atividade). Nos peixes, aclimatização termal é geralmente determinada por mudanças no metabolismo, no qual nota-se um período de estresse inicial seguido por compensação gradual. Quando o nível metabólico atingido é consistente entre o novo e o velho estado termal, o animal é considerado estar totalmente aclimatado (Maricondi-Massari, Kalinin e Rantin 1998).

Vários parâmetros fisiológicos são utilizados como indicador de estresse frente a variações na temperatura do ambiente. A glicose é um monossacarídeo formado a partir da digestão de carboidratos, e tem como uma das funções o fornecimento de energia para a célula, sendo que sua entrada é facilitada pelo hormônio insulina. A taxa metabólica de peixes aumenta com o aumento da temperatura, e normalmente com isso, também aumenta-se os níveis de glicose sanguínea devido a uma maior necessidade de produção de energia (Akhtar et al. 2013; Zhang et al. 2017; Zaragoza, Rodríguez e Buckle-Ramirez 2008; Zhang e Kieffer 2014). O aumento de glicose no sangue é tipicamente uma resposta da ação das catecolaminas em fornecer energia calórica diante o estresse (Pottinger et al. 2000). Esta é uma importante resposta do organismo, pois canaliza reservas de energia metabólica que seriam destinadas para o crescimento e reprodução para a manutenção da homeostasia (Wells e Pankhurst 1999). Em condições de estresse o peixe podem desenvolver hiperglicemia (alto nível de glicose no sangue) ou

hipoglicemia (baixo nível de glicose no sangue). Por exemplo, Lermen et al. (2004) utilizando *Rhamdia quelen* (jundiá) observou que essa espécie desenvolveu hiperglicemia quando expostos a 31°C e hipoglicemia quando expostos a 15 °C, tanto em experimentos de estresse agudo (12 horas) quanto crônico (21 dias).

Os animais ectotérmicos envolvem a eliminação do metabolismo aeróbico em condições extremas de calor ou frio, o que causa deficiências no fornecimento de oxigênio para os processos fisiológicos do organismo (Portner 2002). Assim, acabam tendo que incorporar o metabolismo anaeróbico que realiza a quebra da glicose sem o oxigênio (energeticamente mais custoso), reação que resulta na liberação de ácido láctico (Kieffer, Penny e Papadopoulos 2014). O lactato é um sal derivado do ácido láctico frequentemente utilizado como indicador de estresse termal (Vanlandeghem, Wahl e Suski 2010; Murchie et al. 2011; Kieffer et al. 2011; Zhang e Kieffer 2014; Zhang et al. 2017). Em extremo frio, organismos ectotérmicos desaceleram a ventilação e circulação de oxigênio no sangue devido a diminuição da taxa metabólica, e em extremo calor, o aumento da ventilação e circulação de oxigênio se tornam insuficientes devido a redução da solubilidade do oxigênio na água, causando em ambas as situações, a incompatibilidade entre o abastecimento e a demanda de oxigênio levando a utilização do metabolismo anaeróbico, e conseqüentemente, ao colapso das funções fisiológicas (Portner 2001; Portner 2002).

Devido ao fato das brânquias dos peixes ficarem em contato direto com a água, alterações na atividade da enzima anidrase carbônica podem ser rapidamente influenciadas por agentes externos, como por exemplo, a salinidade (Souza-Bastos e Freire 2009) e a temperatura (Houston e Mearow 1982). A enzima anidrase carbônica em peixes pode ser encontrada tanto no epitélio branquial quanto no renal, e atua na homeostasia do animal (Henry 1996). A anidrase carbônica catalisa a reação reversível de hidratação (H_2O) do dióxido de carbono (CO_2), formando bicarbonato e próton hidrogênio (HCO_3^- e H^+) (Henry 1996). Esta reação está associada a diversos processos fisiológicas do peixe como as trocas gasosas e iônicas, a excreção de amônia e ao equilíbrio ácido-base (Wood 1991; Henry 1996; Wendelaar-Bonga 1997).

1.5 Espécie-alvo do estudo

Dentre as principais espécies exóticas de peixes de água doce encontradas ao redor do mundo destaca-se o piscívoro *Micropterus salmoides* (Lacepède 1802), da família Centarchidae (FIGURA 1). O *M. salmoides* é um peixe nativo do continente da América do Norte ocorrendo naturalmente desde St. Lawrence, nos Estados Unidos, ao norte do México (Brown et al. 2009). Atualmente, o *M. salmoides* pode ser encontrado em mais de 60 países (Froese e Pauly 2017), onde sua introdução está ligada principalmente as suas qualidades para a pesca esportiva (Takamura 2007; Godinho, Ferreira e Cortez 1997; Elvira e Almodovar 2001; Weyl e Hecht 1999; Abilhoa e Vitule 2009).

As primeiras introduções desta espécie no Brasil datam do ano de 1922, em Belo Horizonte, no estado de Minas Gerais (Nomura 1984). Apesar de terem se passado quase um século, apenas recentemente começaram-se os estudos sobre seu processo de invasão em reservatórios subtropicais (Schultz e Leal 2005; Abilhoa e Vitule 2009; Ribeiro 2013; Ribeiro et al. 2015; Nakagawa 2016).



FIGURA 1 - Juvenil de *Micropterus salmoides*, vulgarmente chamado de “black bass”. Fonte: O autor.

O ambiente lacustre é o habitat preferido do black bass (Scott e Crossman 1973), e estudos sobre *M. salmoides* em diferentes lagos e reservatórios subtropicais invadidos ao redor do mundo sugerem que populações desta espécie possuem maiores taxas de crescimento do que em seus ambientes naturais, mas acabam

vivendo menos que populações nativas (Schulz e Leal 2005; Weyl e Hecht 1999; Lorenzoni et al. 2002; Britton et al. 2010; Nakagawa 2016). A demanda energética para os diversos processos fisiológicos “trade-off” de *M. salmoides* está provavelmente ligada às estratégias de vida de cada população (Britton et al. 2010). De acordo com Helser e Lai (2004), o crescimento desta espécie está negativamente correlacionado com a latitude, ou seja, a produtividade da população cai com o aumento da latitude.

O *Micropterus salmoides*, é considerada uma espécie de águas quentes, iniciando seu crescimento em temperaturas $>10^{\circ}\text{C}$ (Countant 1975), chegando a ótimo entre $25\text{-}29^{\circ}\text{C}$ (Countant 1975; Tidwell et al. 2003; Díaz et al. 2007), e decaindo a partir de 32°C (Carlander 1977; Díaz et al. 2007). Quanto mais perto das temperaturas extremas toleráveis, a influência da temperatura é mais evidente porque promove a diminuição da alimentação, consequentemente, levando a perda de peso (Countant 1975; Carlander 1977).

O *M. salmoides* é considerado um predador de topo. Na falta de predadores que controlem suas populações, *M. salmoides* pode ainda atingir grandes densidades populacionais e altas taxas de crescimento, o que aumenta sua capacidade competitiva frente à outras espécies predadoras nativas (Mittelbach et al. 1995; Schindler et al. 1997) e promovendo a redução ou extinção de populações de peixes locais (Jackson 2002; Maezono e Miyashita 2003; Trumpickas, Mandrack e Ricciardi 2011). Baseado nestes fatos, o ISSG (Invasive Species Specialist Group) compilou uma lista das “100 piores espécies invasoras do mundo”, no qual o inclui o black bass (*M. salmoides*) na seção de peixes (Lowe et al. 2000).

Neste estudo foram utilizados juvenis de *M. salmoides* capturados em um reservatório subtropical e alimentados com tilápias. De acordo Ribeiro (2013), neste mesmo reservatório, cerca de 70 % da dieta de sub-adultos de black bass constitui de tilápias (*Coptodon rendallie* *Oreochromus niloticus*). As tilápias podem ser encontradas o ano inteiro, e aparentemente suprem as necessidades alimentares principalmente dos *M. salmoides* jovens (Ribeiro 2013). Esta relação predador-presa de duas espécies não nativas pode intensificar o impacto negativo dos *M. salmoides*, em um processo de facilitação ou até mesmo de fusão invasora (Simberloff e Von Holle 1999).

A partir dos potenciais impactos negativos a serem causados pelo *M. salmoides*, faz-se importante avaliar o seu crescimento, balanço energético e bioindicadores de estresse em diferentes condições experimentais de temperatura, visando possíveis implicações para seu manejo e controle. Em adição, o conhecimento da fisiologia de uma espécie invasora em diferentes temperaturas é uma importante ferramenta na predição de possíveis novos ambientes a serem colonizados com sucesso.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar o crescimento, balanço energético e parâmetros fisiológicos em juvenis do peixe predador invasor *Micropterus salmoides* submetidos a diferentes temperaturas.

2.2 Objetivos específicos

- Avaliar o crescimento de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura.
- Avaliar o balanço energético de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura.
- Avaliar o consumo de oxigênio e a concentração de amônia na água de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura.
- Avaliar a influência da temperatura em parâmetros fisiológicos como a concentração de lactato plasmático, a glicose sanguínea, a atividade da enzima anidrase carbônica branquial e o teor hídrico do músculo de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local da coleta

A coleta de juvenis de *Micropterus salmoides* foi realizada em um reservatório urbano neotropical (25°32',6"S, 49°23',4"O) construído a partir do Rio Passaúna, situado ao sul do Brasil, na região metropolitana da cidade de Curitiba, Paraná. O clima da região caracteriza-se como temperado úmido (Cfb) com quatro estações do ano bem definidas. A temperatura superficial da água foi medida no local da coleta uma vez por mês, entre os meses de Setembro de 2015 e Novembro de 2016. A menor temperatura da água observada foi de 16,3 °C e a maior de 25 °C no inverno (Julho/2016) e no verão (Janeiro/2016), respectivamente. A média de temperatura superficial durante este período foi de 20,9 °C. Durante a coleta (Fevereiro/2016) a temperatura se encontrava em 24 °C.

O reservatório do Passaúna representa uma importante fonte de abastecimento de água para a população da região, sendo administrado pela Sanepar (Companhia de Saneamento do Paraná). Além disso, possibilita atividades de lazer, como por exemplo a pesca amadora, pois abriga uma variedade de peixes de origem nativa e não-nativa.

3.2 Metodologia de coleta

A primeira etapa da coleta ocorreu no dia 09/02/2016, entre 9:00AM e 11:30AM, e a segunda etapa no dia 17/02/2016 no mesmo horário. Os juvenis de *Micropterus salmoides* foram capturados utilizando uma rede "fyke" (FIGURA 2). A rede foi arrastada a partir da margem do reservatório por duas pessoas em profundidades entre 0,20 e 1 metro. Os peixes capturados foram colocados em galões de 20 L equipados com aeradores a pilha. Em seguida, os animais eram transportados até o Laboratório de Ecologia e Conservação (LEC), situado no Centro Politécnico da Universidade Federal do Paraná. A fim de minimizar diferenças fisiológicas associadas ao tamanho e idade dos peixes (e.g. maturação de gônadas), apenas juvenis (entre 50 mm e 100 mm) de *M. salmoides* foram utilizados durante o experimento.

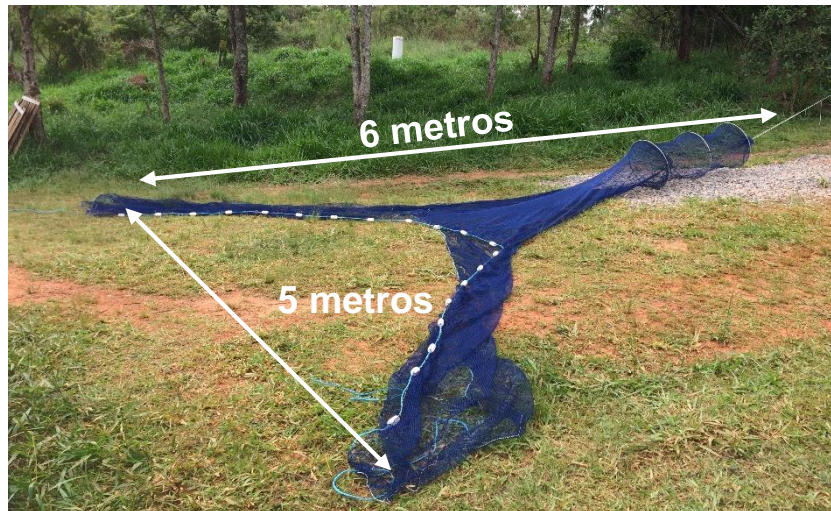


FIGURA 2 - Rede “fyke” com malha de 10mm utilizada na coleta de juvenis de *M. salmoides* no reservatório do Rio Passaúna. Fonte: O autor.

3.3 Aclimação em laboratório

No LEC, os peixes foram realocados em um tanque de 310 L equipado com 2 aeradores, canos e plantas aquáticas artificiais (refúgios), e um filtro suspenso (ATMAN HF-0800) (FIGURA 3). Durante o primeiro mês do período de aclimação, os juvenis foram submetidos a um tratamento preventivo contra doenças utilizando os kits “Ictio”, da Labcon® (Balneário Camboriú, Santa Catarina, Brasil), e o “Fungus-ease”, da MYDOR (Estados unidos). A medida que necessitávamos de juvenis para os experimentos pegávamos deste tanque, onde permaneceram por um período que variou entre 1 a 3 meses. Os juvenis foram alimentados três vezes por semana com *Tenebrio molitor*, vulgarmente conhecido como “bicho do pão, até a saciação completa (perda de interesse pelo alimento oferecido).



FIGURA 3 – Tanque estoque de 310 Litros utilizado para abrigar os juvenis de *M. salmoides*. Fonte: O autor.

Semanalmente, cerca de 25 % do volume total do tanque (~80 litros) foi substituído por água fresca para manter a qualidade da água. A água fresca (pH=~7,0) era obtida do sistema público de abastecimento (Sanepar), e antes de ser utilizada, ficou sob aeração por um período de 48 horas para evaporação total do cloro, confirmado pelo teste do kit “Cloro test”, da Labcon® (Balneário Camboriú, Santa Catarina, Brasil). Este método de eliminação do cloro na água foi utilizado tanto para os peixes que estavam no estoque quanto para os que estavam no experimento.

Durante a fase de estocagem parâmetros abióticos da água como amônia, o nitrito, pH e a temperatura foram monitorados. A amônia e o nitrito foram monitorados uma vez por semana utilizando os kits de teste de “Amônia tóxica” e “Nitrito NO₂”, da Labcon® (Balneário Camboriú, Santa Catarina, Brasil), sendo que em relação a estes parâmetros a água sempre se apresentava em boa qualidade para os peixes (valores qualitativos). O pH e a temperatura foram medidos 3 vezes por semana utilizando um medidor de pH portátil (modelo PH-1600 da ICEL, Manaus, Brasil) e um termômetro em graus Celsius, respectivamente. O pH durante a estocagem variou entre 6,5-7,5 e a temperatura entre 18-25 °C.

3.4 Descrição do experimento

O experimento foi dividido em quatro tratamentos de temperatura de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9), sendo que para cada tratamento, os juvenis foram mantidos por 28 dias em sistemas de aquários individuais (20 L) em banho-maria (FIGURA 4). Todos os aquários funcionavam em sistemas fechados equipados com um aerador e um cano de PVC que serviu de refúgio. Cada aquário recebeu um indivíduo que ficou isolado visualmente dos demais por um plástico preto opaco e uma tampa de plástico. A alocação privativa permitiu o monitoramento da alimentação e excreção fecal individualmente.

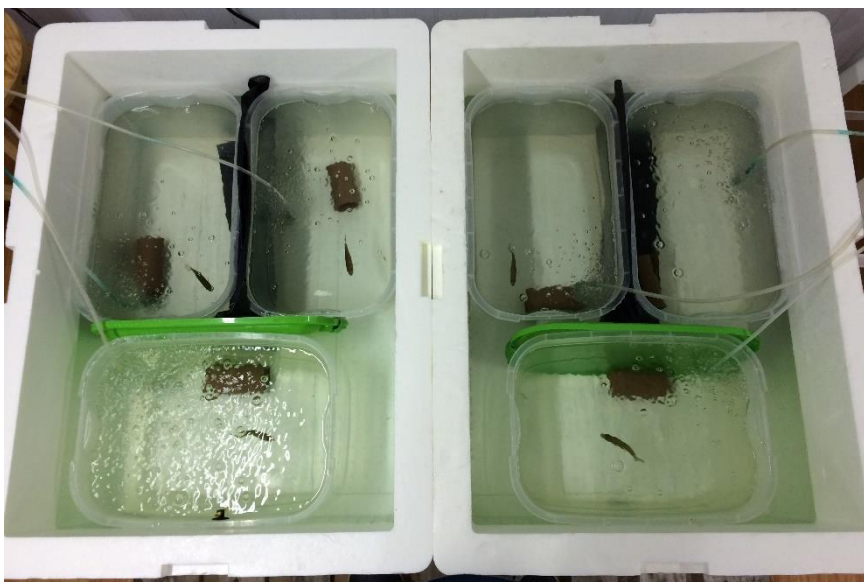


FIGURA 4 - Sistema fechado com aquários em banho-maria dentro de isopores de 120 litros. Fonte: O autor.

Antes do início dos experimentos, os juvenis de *M. salmoides* ficaram sob jejum e aclimatando as condições experimentais por 48 horas. Durante este período, a temperatura foi lentamente acertada (taxa de variação de ~2°C a cada 4 horas) com o auxílio de aquecedores ajustáveis no caso das temperaturas 25, 30 e 33 °C. Para o experimento em temperatura de 15 °C foi utilizado a ajuda de um ar-condicionado regulado a temperatura ambiente de 18 °C, quando necessário foi utilizada a ajuda de placas de gelo colocadas na água do banho-maria para ajustar a temperatura.

A cada 48 horas, aproximadamente 25 % (~6 litros) do volume total de cada aquário foi substituído por água fresca de igual temperatura. Antes de cada troca de água, parâmetros abióticos foram medidos, como o pH e a amônia, utilizando a

mesma metodologia que foi utilizada durante a fase de estocagem. O pH variou entre 6,8 a 7,2 e os parâmetros de amônia tóxica foram satisfatórios. O fotoperíodo foi o natural. Todos os tratamentos foram monitorados 5 dias por semana.

3.4.1 Biometria e pesagem dos juvenis de *M. salmoides*

No início de cada experimento foram tomadas as medidas de comprimento total (CT em mm), comprimento padrão (CP em mm) e peso corporal (P em gramas) dos juvenis de *M. salmoides* (FIGURA 5). Para todos os juvenis de *M. salmoides* utilizados no experimento, o comprimento padrão variou entre 54,41 à 79,84 mm e o peso corporal entre 4,5 à 8,5 g. As medidas biométricas foram obtidas com o auxílio do software Image J e a peso obtido através de uma balança eletrônica (Digimed KN-500 Z, precisão 0,5, Brasil). Ao fim do período de 28 dias, a biometria e pesagem dos juvenis foram realizadas novamente.

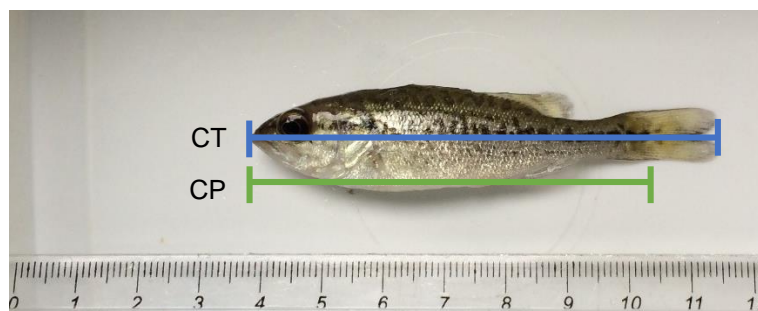


FIGURA 5 – Juvenil de *M. salmoides*. CT – comprimento total (mm) e CP – comprimento padrão (mm). Escala em centímetros. Fonte: O autor.

Os dados biométricos e a peso corporal dos juvenis foram utilizados para calcular as seguintes variáveis:

- O fator de condição Fulton (K) foi calculada de acordo com Blackwell, Brown e Willis (2000):

$$K = (P / CT^3) * 100000; \quad (1)$$

onde, P é o peso úmido final (g), CT é o comprimento total final (mm), e 100000 é uma constante utilizada para efeito de escala (o valor resultante deve se aproximar de um dígito e uma casa decimal).

- O índice de eficiência alimentar (IEA) foi calculado de acordo com a equação descrita por Ricker (1975):

$$IEA = (P_{\text{final}} - P_{\text{inicial}}) / \text{Alimento consumido}; \quad (2)$$

onde, P é o peso.

- A taxa de crescimento específico (TCE - % de incremento de peso corporal diário) foi calculada de acordo com a equação descrita por Ricker (1975):

$$TCE = (\ln P_{\text{final}} - \ln P_{\text{inicial}}) / t * 100; \quad (3)$$

onde, P é o peso e o t é o número de dias do experimento.

- O crescimento (C - % de incremento de comprimento padrão diário) foi calculado de acordo com a equação descrita por Ricker (1975):

$$C = (\ln CP_{\text{final}} - \ln CP_{\text{inicial}}) / t * 100; \quad (4)$$

onde, CP é o comprimento padrão e o t é o número de dias do experimento.

3.4.2 Alimentação

Durante os experimentos, os juvenis de *M. salmoides* passaram a ser alimentados com tilápias (*Coptodon rendallie* *Oreochromis niloticus*) vivas. As tilápias também são não-nativas da região e podem ser encontradas no reservatório do Passaúna durante o ano todo. A coleta das tilápias seguiu a mesma metodologia de captura e transporte que os juvenis de *M. salmoides*. No LEC, as tilápias foram transferidas para um aquário de 100 L equipado com filtro e aeradores. A manutenção da qualidade da água dos aquários seguiu o mesmo procedimento que os *M. salmoides* mantidos no tanque.

Antes das tilápias serem ofertadas como alimento, foi mensurada o peso úmido de cada tilápia utilizando uma balança eletrônica (Digimed KN-500 Z, precisão 0,5, Brasil). Níveis de alimentação prescritos para a espécie, expressos em porcentagem do peso úmido corporal de cada *M. salmoides*, em cada temperatura, variou entre 10 a 15 % (como apresentado por Niimi e Beamish 1974). Os juvenis de *M. salmoides* foram alimentados a cada 48 horas.

3.5 Balanço energético

Para determinar os parâmetros básicos do balanço energético dos juvenis de *M. salmoides* nas diferentes condições de temperatura foi utilizado a metodologia descrita por Grodzinski, Klekowski e Duncan (1975) através da equação geral:

$$CO = A + FE; \quad (5)$$

onde, CO= biomassa total em peso seco (g) consumida durante o experimento, A=biomassa seca assimilada (g), FE=peso seco das fezes produzidas (g). Baseado na equação geral deriva-se outra equação:

$$CO = (CR + M) + FE; \quad (6)$$

onde, CR= Crescimento e M= metabolismo. As descrições das medidas adotadas nestas equações serão explicadas a seguir.

3.5.1 Consumo de alimento (CO)

A taxa de consumo (CO) foi determinada através da quantificação total do alimento consumido em peso seco (g) por juvenis de *M. salmoides* em cada condição de temperatura. Ao todo, 30 juvenis de tilápia, com pesos similares as presas oferecidas para os *M. salmoides*, foram utilizadas na obtenção dos seus valores de teor hídrico corporal total. Logo após serem sacrificadas, seguindo a mesma técnica utilizada com os *M. salmoides*, as tilápias foram pesadas (peso úmido em gramas) e colocadas em uma estufa a 60 °C por 48. Após este período, a amostra foi retirada da estufa e pesada novamente, sendo assim, determinado o valor de teor hídrico (%). Com base nos valores de teor hídrico corporal obtido das 30 tilápias foi possível estimar o consumo (CO), em biomassa seca, do total ingerido em cada experimento. Todo o procedimento de pesagem foi realizado com o auxílio de uma balança eletrônica (Bioprecisa FA2104 N, precisão 0,1 mg, Brasil).

3.5.2 Produção de fezes (FE)

As fezes dos juvenis de *M. salmoides* foram sifonadas dos aquários entre 6 a 24 horas após sua última refeição e armazenadas em frasco de 100 mL. Os frascos eram congelados a uma temperatura de -20 °C para posterior análise. Em laboratório,

as amostras foram descongeladas e filtradas em fibra de vidro. A fibra de vidro com o material filtrado era cuidadosamente colocada em uma placa de Petri (a placa e a fibra sem nada foram previamente pesada) e em seguida alocada em uma estufa a 60 °C por 24 horas. Após este procedimento, a amostra era retirada da estufa e pesada novamente para obtenção do peso seco das fezes produzidas (FE) para a obtenção do peso seco em gramas (Bioprecisa FA2104 N, precisão 0,1 mg, Brasil). Com base nos valores de FE foi possível estimar, em biomassa seca, do total excretado de cada animal em cada experimento.

3.5.3 Assimilação (A)

A assimilação (A) corresponde a biomassa do alimento consumido (CO) que não foi eliminado pelas fezes (FE). Assim, a assimilação pode ser calculada pela diferença entre o consumo (CO) e a produção de fezes (FE) através da equação Grodzinski, Klekowski e Duncan (1975):

$$A = CO - FE \quad (7)$$

3.5.4 Crescimento (CR)

Para estimar o crescimento (CR - quantidade de peso seco do alimento assimilado destinado para o crescimento), foi necessário determinar o peso seco inicial (g) e final (g) dos juvenis de *M. salmoides* utilizados nas diferentes temperaturas. Para isso, uma subamostragem de 15 juvenis de *M. salmoides* escolhidos aleatoriamente, com mesma idade e CT que aqueles utilizados no experimento, foram sacrificados. Em seguida, os peixes foram acondicionados em cadinhos de papel alumínio, pesados em uma balança analítica (Bioprecisa FA2104 N, precisão 0,1 mg, Brasil) e levados à estufa a 60 °C, por 72 horas (até atingir o peso seco constante). Após este período os indivíduos foram pesados, sendo assim, determinado o peso seco de cada um. A partir da correlação peso seco e CT dos animais subamostrados foi possível estimar o CR dos juvenis de *M. salmoides* utilizados durante o experimento através da equação da reta. Assim, com os valores resultantes foi possível determinar o CR por meio das variações individuais de peso seco dos juvenis de *M. salmoides* utilizados no início e no final do experimento com a equação (Grodzinski, Klekowski e Duncan 1975):

$$CR = P_{\text{seco final}} - P_{\text{seco inicial}} \quad (8)$$

onde, P é o peso em gramas.

3.5.5 Metabolismo (M)

A energia assimilada (A) destinada ao metabolismo (M) foi calculada por meio da derivação da equação geral de balanço energético, no qual, o metabolismo representa a diferença entre a A e o CR. Assim, o metabolismo foi calculado através da equação (Grodzinski, Klekowski e Duncan 1975):

$$M = A - CR \quad (9)$$

3.5.6 Eficiência

A partir dos parâmetros do balanço energético CO, CR e M foi possível calcular as eficiências metabólicas de acordo com as definições usadas por Grodzinski, Klekowski e Duncan (1975) e Duncan e Klekowski (1975):

- a) Coeficiente instantâneo de eficiência de assimilação:

$$U_i^{-1} = A/CO \quad (10)$$

- b) Coeficiente instantâneo de utilização de energia consumida para o crescimento, ou coeficiente de produção bruta:

$$K1_i = CR/CO \quad (11)$$

- c) Coeficiente instantâneo de utilização de energia assimilada para o crescimento, ou coeficiente de produção líquida:

$$K2_i = CR/A \quad (12)$$

3.6 Parâmetros fisiológicos

3.6.1 Consumo de oxigênio

A fase de medição do consumo de oxigênio pelos juvenis de *M. salmoides* foi realizada cerca de 5 dias antes dos animais sofrerem eutanásia. Com isso, esperou-se que os animais tivessem alguns dias para se recuperarem do estresse da manipulação (Mazur e Iwama 1993; Wells e Pankhurst 1999; Barton 2000) ocorrida durante a medição de oxigênio. Além disso, antes das medições os peixes foram

mantidos em jejum por 24 horas. A fórmula utilizada para o cálculo do consumo de oxigênio (mgO₂/g/h) foi a seguinte (Cunha et al. 2009):

$$\text{Oxigênio} = ((O_2 \text{ inicial} - O_2 \text{ final}) \times V) / P / T; \quad (13)$$

onde, O₂ é a concentração de oxigênio (mg/L), V é o volume do recipiente (litros), P é o peso do indivíduo (gramas) e T o intervalo de tempo a cada medição (hora).

Nesta etapa, 6 animais de cada tratamento foram escolhidos aleatoriamente e transferidos para contêineres contendo 1 litro de água fresca de igual temperatura ao do experimento e equipados com aeradores. Antes do início das medições, os peixes ficaram cerca de 45 minutos em repouso. Após este período, os aeradores foram desligados, e em seguida, realizada a primeira medição da concentração inicial de oxigênio dissolvido (O₂ inicial) na água do contêiner. Ao fim do período de 60 minutos foi realizada a medição da concentração final de oxigênio dissolvido (O₂ final), sempre cobrindo os contêineres com uma tampa para evitar a difusão de oxigênio do ambiente para a água. Um contêiner contendo água de igual temperatura, mas com nenhum animal dentro, foi utilizado como branco. As medições foram realizadas utilizando um oxímetro portátil manual (YSI modelo 55, Hexis, EUA) que fornece valores de concentração de oxigênio na água (mg/L). A fim de minimizar o efeito da redução da concentração do oxigênio sobre o metabolismo do peixe durante as medições, o tempo de duração foi regulado de tal modo que a concentração de oxigênio final fosse aproximadamente de 60 a 70 % da concentração inicial.

3.7 Concentração de amônia não ionizada (NH₃)

A amostragem das medidas de concentração de amônia não ionizada (NH₃) foi realizada em combinação com a medição do consumo de oxigênio, ou seja, a concentração de amônia na água foi determinada durante o período de uma hora (NH₃ final – NH₃ inicial). Após a medição do consumo de oxigênio, uma amostra de água de aproximadamente 20 mL foi coletada em cada contêiner. Um recipiente contendo água, mas com nenhum animal dentro, foi utilizado como branco. A água coletada foi armazenada em -20 °C até a análise para concentração de amônia não ionizada (mg/L) utilizando-se um kit comercial (Alphakit, Brasil) com absorvância a 550 nm em espectrofotômetro (ULTROSPEC 2100 pro – Amersham Pharmacia Biotech, Suécia).

3.8 Coleta e análise de sangue e tecidos

Ao término de cada experimento, todos os juvenis foram sacrificados em um recipiente contendo 1 litros de água do próprio experimento e uma dose de 10 ml de benzocaína, procedimento de acordo com as “Diretrizes da Prática de Eutanásia do CONCEA”, publicado em 25/06/2013, que tratam das práticas atualmente aceitas de eutanásia em peixes (Autorização 941 CEUA UFPR).

Após a eutanásia, o sangue foi coletado por punção cardíaca com uma seringa de insulina contendo agulha heparinizada. Em seguida, o sangue coletado foi imediatamente utilizado para a medida de glicose e o restante colocado em um tubo Eppendorff (1,5 mL) e centrifugado por 3 minutos para separar o plasma sanguíneo. Por fim, o plasma era pipetado em um Eppendorff (1,5 mL) e armazenado no gelo para posterior análise de lactato no mesmo dia.

As amostras de músculo branco e arcos branquiais foram retirados com o auxílio de uma tesoura, colocados em tubos Eppendorffs (2 mL), e armazenados em freezers a -20 e -80 °C, respectivamente. As amostras de músculo branco foram utilizadas para determinação do teor hídrico tecidual e os arcos branquiais foram utilizados para determinação da atividade da enzima anidrase carbônica.

3.8.1 Glicose sanguínea

Os níveis de glicose no sangue dos juvenis de *M. salmoides* foram mensurados utilizando um glicosímetro portátil (Accu-Check Performace). Antes de separar o plasma sanguíneo, uma gota de sangue de cada peixe foi necessária para realizar o teste, no qual, o aparelho gerava o valor do nível de glicose sanguínea (mg/dL).

3.8.2 Lactato plasmático

Os valores de lactato foram obtidos através do plasma sanguíneo retirado de cada peixe através do método calorimétrico utilizando o Kit comercial (Labtest, Brasil) através de leitura em absorbância de 550 nm em espectrofotômetro (ULTROSPEC

2100 PRO, Amersham Pharmacia Biotech, Suécia). Os valores de concentração de lactato sanguíneo obtidos em mg/L foram posteriormente transformados para mmol/L.

3.8.3 Teor hídrico do músculo branco

Após descongelar a amostra, o músculo branco foi pesado (peso úmido) e colocado numa estufa a 60 °C por 24 horas. As amostras foram retiradas e novamente pesadas para obtenção do peso seco do tecido. Obtidos os valores de peso úmido e peso seco foi possível calcular o teor hídrico (%) do músculo branco através da seguinte equação:

$$TH = ((P_{\text{úmido}} - P_{\text{seco}}) / P_{\text{úmido}}) * 100; \quad (14)$$

onde, P é o peso da amostra.

3.8.4 Atividade da anidrase carbônica (AAC)

A atividade da enzima anidrase carbônica (AAC) foi determinada de acordo o método utilizado por Vitale et al. (1999). Primeiramente, as brânquias foram descongeladas, e em seguida, foi separado o arco branquial dos filamentos branquiais com o auxílio de um bisturi. Os filamentos branquiais foram pesados em Eppendorfs (2 ml) sendo que o peso estipulado foi acima de 0,01 g. Em seguida, as amostras foram homogeneizadas em 10 %PV (peso/volume) de uma solução tampão (225 mM de manitol, 75 mM de sacarose, 10 mM de Tris base, 10 mM de fosfato de sódio, pH de 7,4). A amostra homogeneizada foi centrifugada a 13400 x g em temperatura controlada de 4 °C durante 5 minutos. Após este período, os Eppendorfs eram retirados da centrífuga e o sobrenadante empregado como fonte de enzima.

A atividade da anidrase carbônica foi estimada em 2,5 °C através do método de Δ pH (modificado Henry, 1991). Para a determinação da atividade da enzima, os seguintes volumes foram utilizados: 7,5 ml da solução tampão (mesma solução utilizada na homogeneização), de 0,05 ml do sobrenadante homogeneizado e 1 ml de água deionizada saturada com CO₂ a 2,5 °C. Estes volumes foram escolhidos para assegurar a atividade linear da enzima contra o tempo. A queda de pH de cada amostra foi medida nos tempos 0, 4, 8, 12, 16 e 20 segundos com o auxílio de um pHmetro de bancada (inoLAB pH level 1 da WTW®, Alemanha) e um cronômetro.

Uma regressão linear foi criada a partir dos dados de pH contra o tempo, onde a inclinação da reta corresponde a taxa de reação catalisada (TC). A taxa de reação não-catalizada (TNC) foi estimada a partir da mesma reação que a taxa catalisada, porém, foi adicionado apenas 1 ml de água deionizada saturada com CO₂ a 2,5 °C e 0,05 ml da solução tampão. A Atividade da Anidrase Carbônica (AAC) foi calculada através da fórmula:

$$AAC = [TC / TNC - 1] / \text{mg proteína total} \quad (15)$$

O conteúdo total de proteínas nas brânquias foi determinado através do método de Bradford (1976).

3.9 Análises estatísticas

A análise estatística utilizada neste trabalho para comparar as médias dos dados de *M. salmoides* entre as diferentes condições termais foi ANOVA One-Way, sendo que o teste Tukey post hoc (nível de significância $p \leq 0,05$) foi utilizado para identificar as diferenças entre os tratamentos. Quando os pressupostos não eram atingidos (variância e normalidade $p < 0,05$), utilizou-se o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com teste Tukey post hoc ou o método Dunn (nível de significância $p \leq 0,05$). As análises estatísticas foram executadas utilizando o software SigmaPlot versão 11,0.

4. RESULTADOS

4.1 Parâmetros de crescimento e Fator de condição Fulton (K)

O índice de eficiência alimentar (IEA), a taxa de crescimento específico (TCE) e a taxa de crescimento diário em comprimento (C) dos juvenis aumentaram com o aumento da temperatura (FIGURA 6A, 6B, 6C). No entanto, não foram observadas diferenças estatísticas entre as médias de nenhum dos parâmetros descritos acima entre as temperaturas de 25 °C (IEA=0,38±0,02; TCE=1,40±0,08 %; C=0,48 %), 30 °C (IEA=0,35±0,02; TCE=1,40±0,12 %; C=0,44 %) e 33 °C (IEA=0,39±0,03; TCE=1,74±0,13 %; C=0,71 %). Apenas indivíduos submetidos a condição de temperatura em 15°C demonstraram diferenças estatísticas em relação as demais

temperaturas de 25, 30 e 33 °C, apresentando um menor índice de eficiência alimentar ($0,21 \pm 0,04$), uma menor taxa de crescimento específico ($0,24 \pm 0,04$ %) e uma menor taxa de crescimento em comprimento ($0,03 \pm 0,01$ %) (FIGURA 6A, 6B, 6C).

A média do fator de condição Fulton (k) foi menor na temperatura de 33 °C ($1,14 \pm 0,03$) em comparação com as temperaturas de 15°C ($1,30 \pm 0,03$), 25°C ($1,29 \pm 0,02$) e 30 °C ($1,25 \pm 0,03$) (FIGURA 6D). O fator k aparenta diminuir levemente com o aumento da temperatura, no entanto, diferenças estatísticas apenas foram observadas na temperatura de 33 °C em relação as demais temperaturas de 15 °C, 25 °C e 30 °C.

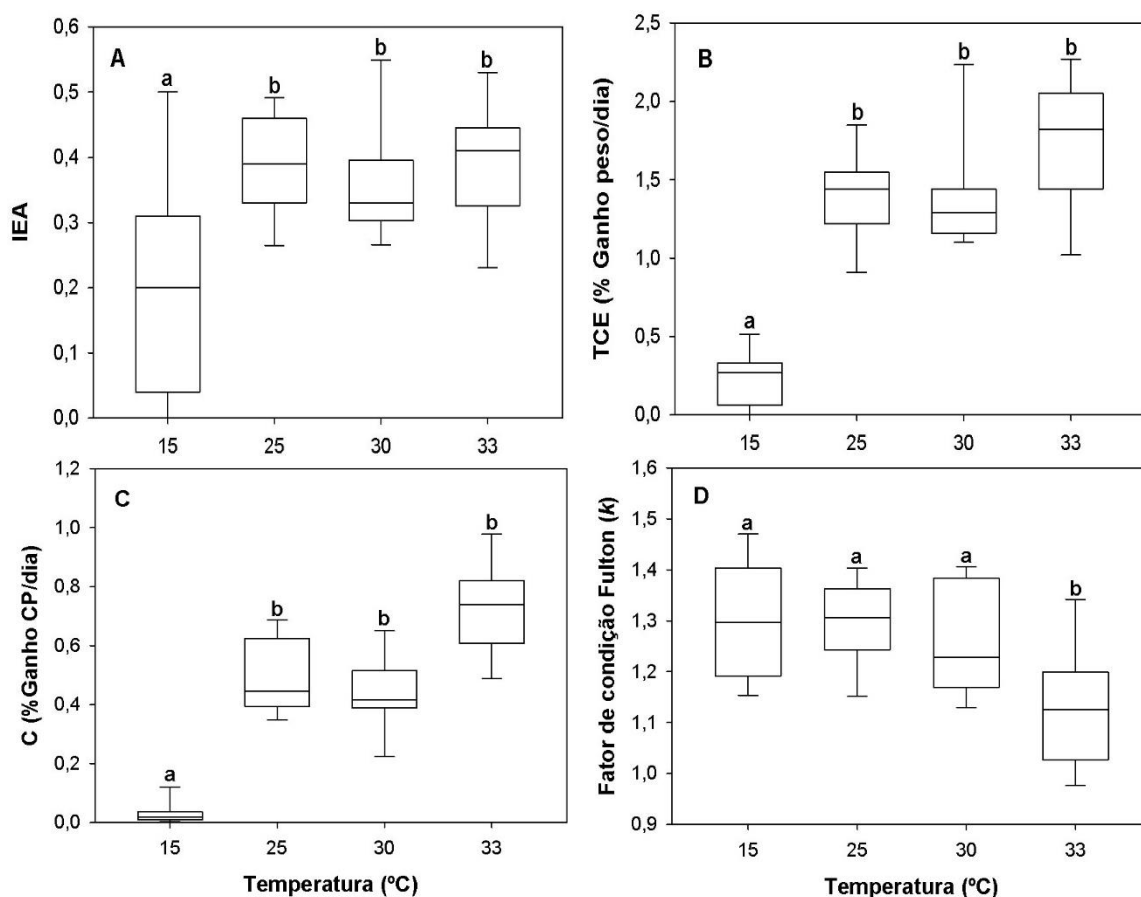


FIGURA 6 - A) Índice de eficiência alimentar (IEA); B) Taxa de crescimento específico (TCE % Ganho peso/dia); C) Crescimento em comprimento padrão (C % Ganho CP/dia); D) Fator de condição Fulton (k) de juvenis de *M. salmoides* expostos a temperaturas de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). Nos "box plots", a linha central denota as medianas, as linhas superiores e inferiores denotam o terceiro e o primeiro quartil, respectivamente. As linhas verticais acima e abaixo da caixa demonstram o erro e as linhas horizontais os valores máximos e mínimos. As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (ANOVA:tukey, $p < 0,05$).

4.2 Balanço energético

4.2.1 Consumo (CO), Excretas fecais (FE) e Assimilação (A)

Os resultados obtidos a partir da secagem das tilápias (N=30) utilizadas como parâmetros para estimar o consumo (CO) dos juvenis de *M. salmoides* serão apresentadas a seguir: a) média do peso úmido= $0,71\pm0,15$ g; b) média do peso seco= $0,13\pm0,03$ g; c) teor hídrico médio= $81,6\pm0,83$ %. Com base no teor hídrico das tilápias foi possível calcular o peso seco total (18,32 %) do alimento consumido em cada tratamento. Resultados observados denotam diferenças estatísticas apenas do consumo médio (CO) de peixes na temperatura de 15 °C ($0,28\pm0,04$ g) em relação as demais temperaturas de 25 °C ($1,43\pm0,06$ g), 30 °C ($1,46\pm0,07$ g) e 33 °C ($1,39\pm0,09$ g) (FIGURA 7A).

Resultados observados denotam diferenças estatísticas nas excretas fecais (FE) de peixes em temperatura de 15 °C ($0,03\pm0,04$ g) em relação as temperaturas de 25 °C ($0,18\pm0,01$ g), 30 °C ($0,18\pm0,01$ g) e 33 °C ($0,20\pm0,02$ g) (FIGURA 7B). A porcentagem de FE produzidas em relação ao CO pelos juvenis de *M. salmoides* foi maior na temperatura de 33 °C e menor em 15 °C representando 14,9 % e 10,7 %, respectivamente (FIGURA 7D). Os valores de FE dos indivíduos condicionados a temperatura de 25 e 30 °C representaram 12,6 % e 12,4 % do CO, respectivamente.

Diferenças estatísticas foram observadas em relação ao alimento assimilado (A) de juvenis de *M. salmoides* em 15 °C ($0,25\pm0,04$ g) em relação as temperaturas de 25 °C ($1,25\pm0,05$ g), 30 °C ($1,28\pm0,06$ g) e 33 °C ($1,19\pm0,09$ g) (FIGURA 7C). A porcentagem do alimento assimilado (A) de juvenis de *M. salmoides* foi maior na temperatura de 15°C e menor em 33°C representando 89,3 % e 85,6 % da biomassa consumida (CO), respectivamente (FIGURA 7D). A porcentagem de A pelo indivíduos acondicionados a temperatura de 25 e 30°C apresentaram valores similares entre si de 87,4 % e 87,6 %, respectivamente.

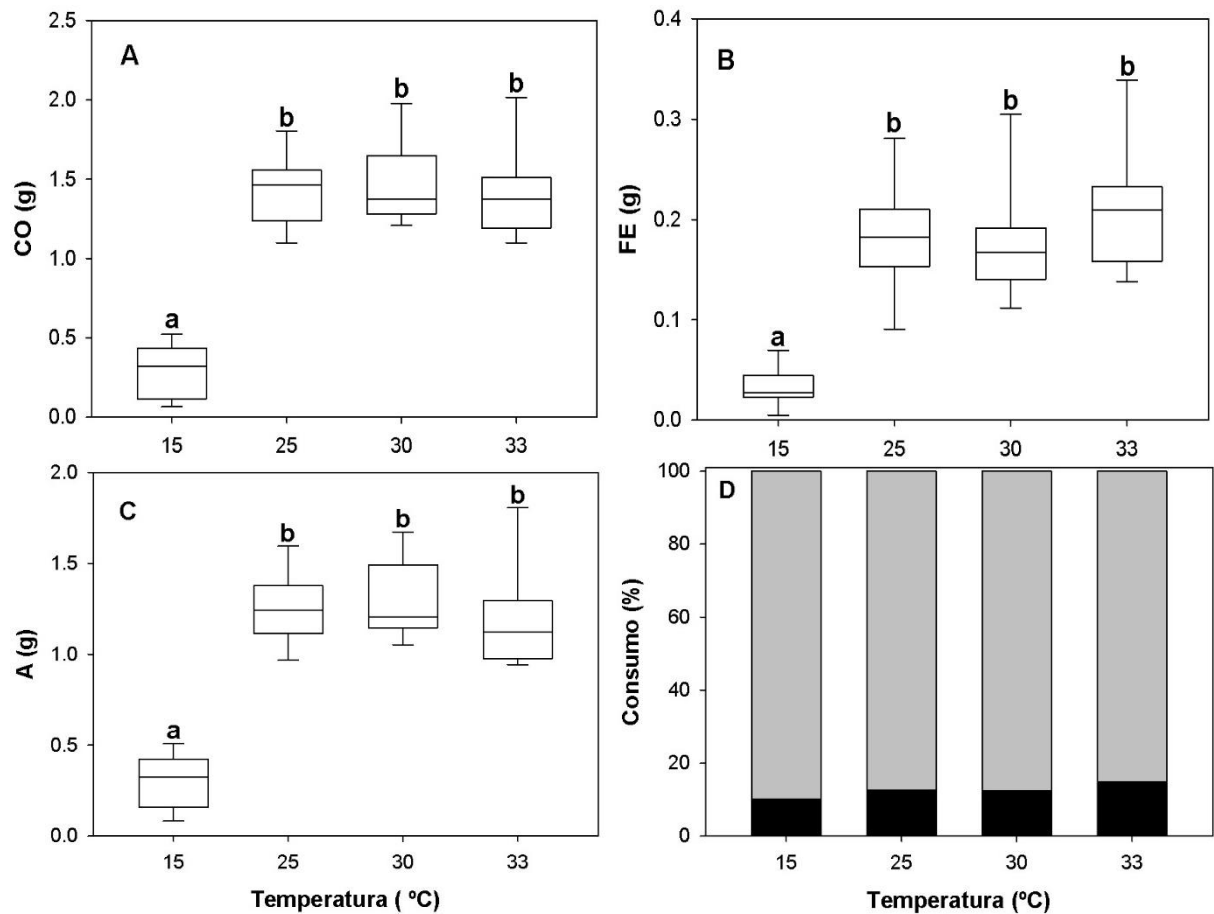


FIGURA 7 – A) Consumo (CO) em gramas de peso seco; B) Excretas fecais (FE) em gramas de peso seco; C) Biomassa assimilada (A) em gramas de peso seco; D) Porcentagem de CO (100 %) eliminada por FE (% barra preta) e A (% barra cinza) de juvenis de *M. salmoides* expostos a temperaturas de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). Nos “box plots”, a linha central denota as medianas, as linhas superiores e inferiores denotam o terceiro e o primeiro quartil, respectivamente. As linhas verticais acima e abaixo da caixa demonstram o erro e as linhas horizontais os valores máximos e mínimos. As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (Teste estatístico: Kruskal-Wallis: Dun's $p < 0,05$).

4.2.2 Crescimento (CR) e Metabolismo (M)

A relação obtida entre o peso seco e o comprimento total (CT) de juvenis de *M. salmoides* é apresentada na FIGURA 8.

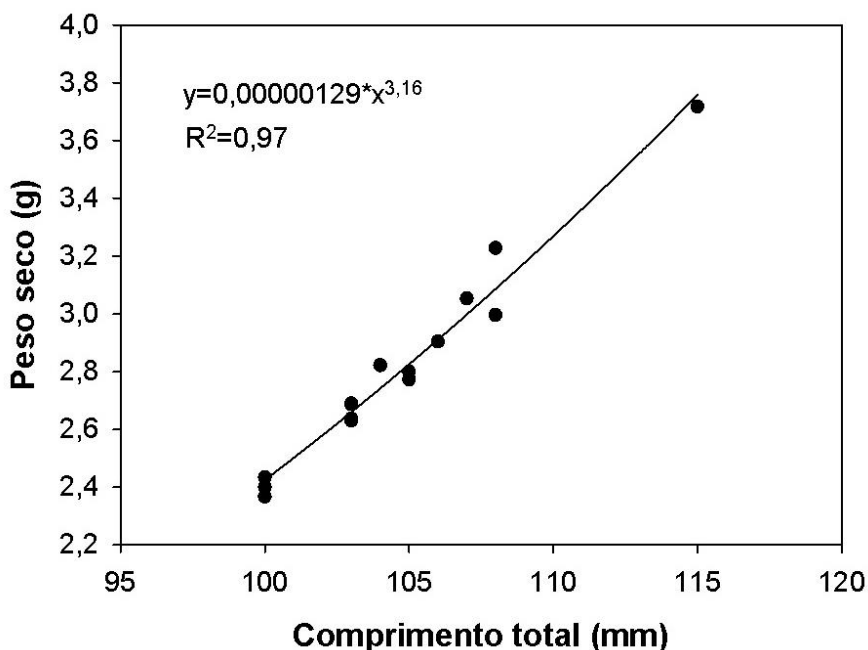


FIGURA 8 – Relação entre o peso-seco (g) e o comprimento total (mm) de juvenis da espécie *M. salmoides* para uma população do reservatório do rio Passaúna, Araucária, Paraná.

Através da equação da regressão ($y=0,00000129 \cdot x^{3,16}$) foi possível estimar o peso seco inicial e o peso seco final dos *M. salmoides* utilizados em cada condição de temperatura. Com esses dados foi possível estimar os valores de crescimento (CR) de cada peixe. A partir do coeficiente b (3,16), constatou-se que juvenis de *M. salmoides* possuem um crescimento isométrico, ou seja, o peso aumenta proporcionalmente com o comprimento.

Não foram verificadas diferenças significativas em relação ao comprimento total inicial e o peso seco inicial em temperatura nas condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C (TABELA 1). No entanto, diferenças significativas foram observadas em relação ao CT final, peso seco final, e CR (TABELA 1; FIGURA 9A) de indivíduos submetidos à temperatura de 15 °C em comparação com as temperaturas de 25, 30 e 33 °C.

TABELA 1 - Valores de comprimento total (CT - mm) inicial e final, peso seco (P - g) inicial e final e crescimento (CR - g) de juvenis de *M. salmoides* alimentados com tilápia em condições de temperatura de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (Testes estatísticos: CT inicial e CT final - ANOVA Tukey $p < 0,05$; P seco inicial e P seco final - ANOVA: Tukey $p < 0,05$; CR - Kruskal-Wallis: Dunn's $p < 0,05$).

	15 °C	25 °C	30 °C	33 °C
CT inicial (mm)	77,24±1,0 ^a	79,00±1,5 ^a	78,07±1,5 ^a	73,32±1,3 ^a
CT final (mm)	78,09±1,1 ^a	90,24±1,4 ^b	88,88±1,8 ^b	87,86±1,9 ^b
P seco inicial (g)	1,20±0,05 ^a	1,29±0,07 ^a	1,25±0,08 ^a	1,02±0,05 ^a
P seco final (g)	1,24±0,05 ^a	1,96±0,09 ^b	1,88±0,12 ^b	1,81±0,11 ^b
CR (P _{inicial} - P _{final})	0,04±0,01 ^a	0,67±0,03 ^b	0,63±0,07 ^b	0,79±0,08 ^b

Fonte: O autor

Diferenças estatísticas foram observadas em relação ao metabolismo (M) de juvenis de *M. salmoides* em 15 °C (0,21±0,03 g) em relação as temperaturas de 25 (0,56±0,05 g), 30 (0,65±0,03 g) e 33 °C (0,39±0,04 g) (FIGURA 9B). A porcentagem de biomassa assimilada (A) destinada ao M foi maior na temperatura de 15 °C e menor em 33 °C representando 84 % e 33,6 %, respectivamente (FIGURA 9C). A porcentagem de M encontrada para indivíduos acondicionados a temperatura de 25 e 30 °C apresentaram valores similares entre si de 47,2 % e 50,8 %, respectivamente.

A porcentagem de biomassa assimilada (A) destinada ao CR foi menor em indivíduos condicionados a temperatura de 15 °C e maior na temperatura de 33 °C apresentando valores de 16 % e 66,4 %, respectivamente (FIGURA 9C). Nas temperaturas de 25 e 30 °C, os valores destinados ao CR foram de 52,8 e 49,2 %, respectivamente.

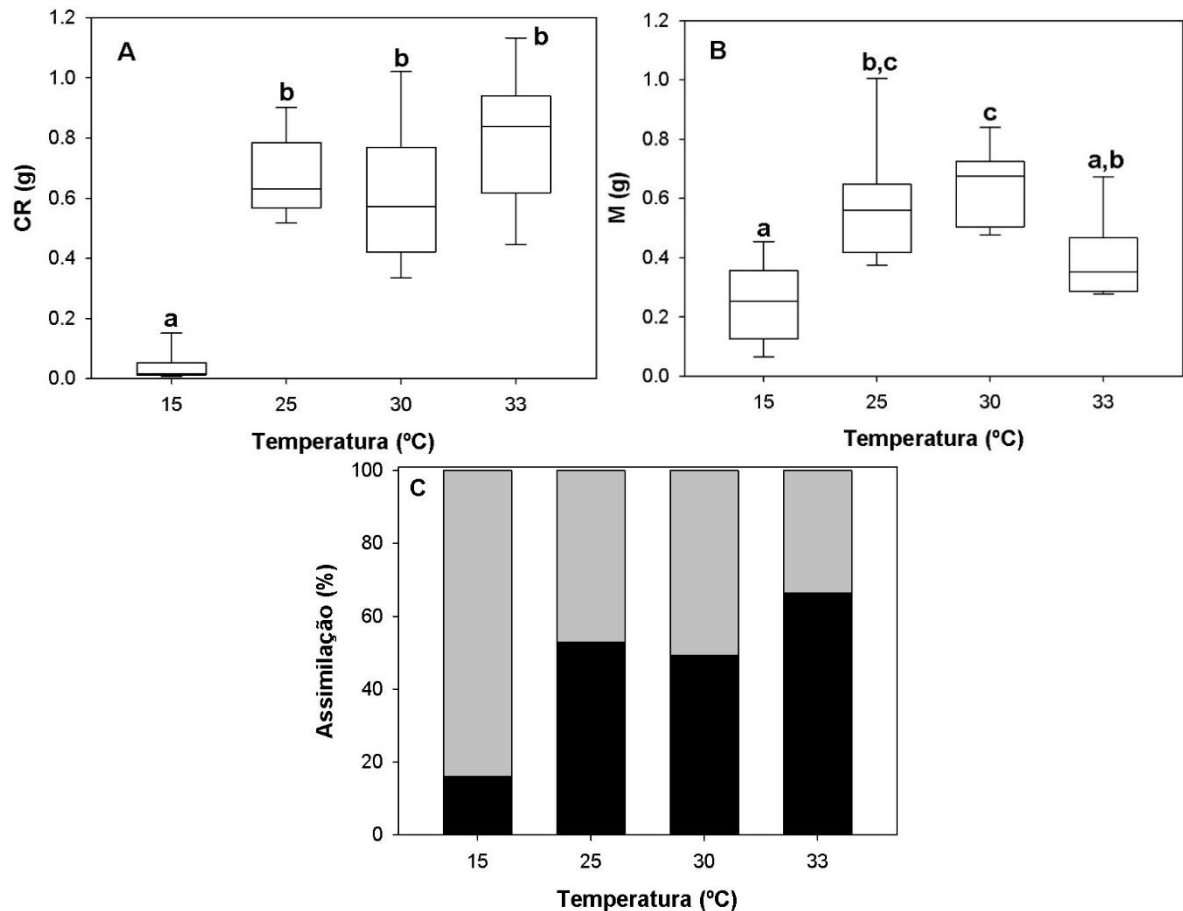


FIGURA 9 - A) Crescimento (CR) em gramas de peso seco; B) Metabolismo (M) em gramas de peso seco; C) Porcentagem de A (100 %) destinada a CR (% barra preta) e M (% barra cinza) de juvenis de *M. salmoides* expostos a temperaturas de 15 (N=12), 25 (N=12), 30 (N=11) e 33 °C (N=9). Nos “box plots”, a linha central denota as medianas, as linhas superiores e inferiores denotam o terceiro e o primeiro quartil, respectivamente. As linhas verticais acima e abaixo da caixa demonstram o erro e as linhas horizontais os valores máximos e mínimos. As letras diferentes acima das caixas denotam diferenças entre as temperaturas (Testes estatísticos: Kruskal-Wallis: Dunn's $p < 0,05$).

4.2.3 Balanço e eficiência energética

A partir dos resultados obtidos acima para juvenis de *M. salmoides* obteve-se os parâmetros básicos de balanço energético como o CO (g peso seco), CR, FE e M demonstrados a seguir:

$$15\text{ °C: CO}(0,28\text{ g})=\text{FE}(0,03)+\text{M}(0,21)+\text{CR}(0,04)$$

$$25\text{ °C: CO}(1,43\text{ g})=\text{FE}(0,18)+\text{M}(0,56)+\text{CR}(0,66)$$

$$30\text{ °C: CO}(1,46\text{ g})=\text{FE}(0,18)+\text{M}(0,65)+\text{CR}(0,63)$$

$$33\text{ °C: CO}(1,39\text{ g})=\text{FE}(0,20)+\text{M}(0,40)+\text{CR}(0,79)$$

Logo, as eficiências energéticas instantâneas do coeficiente de assimilação ($Ui1$), coeficiente de energia consumida para o crescimento ($K1i$) e coeficiente de

energia assimilada para o crescimento (K^2_i) de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura (15, 25, 30 e 33 °C), calculados a partir dos parâmetros básicos obtidos no balanço energético são apresentados na TABELA 2.

TABELA 2 - Valores do coeficiente instantâneo de assimilação bruta (U_i^{-1}), coeficiente instantâneo de produção bruta (K^1_i) e coeficiente instantâneo de produção líquida (K^2_i) para juvenis de *M. salmoides* alimentados com tilápias em condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C.

	15 °C	25 °C	30 °C	33 °C
U_i^{-1} (A/CO)	0,89	0,87	0,87	0,85
K^1_i (CR/CO)	0,14	0,46	0,43	0,56
K^2_i (CR/A)	0,16	0,53	0,49	0,66

Fonte: O autor

Com o valor de K^1 , obteve-se o seguinte balanço energético no qual CO é 100%:

$$15\text{ °C: CO}(100\text{ \%})=\text{FE}(10,7)+\text{M}(75)+\text{CR}(14,3)$$

$$25\text{ °C: CO}(100\text{ \%})=\text{FE}(12,5)+\text{M}(41,3)+\text{CR}(46,2)$$

$$30\text{ °C: CO}(100\text{ \%})=\text{FE}(12,4)+\text{M}(44,4)+\text{CR}(43,2)$$

$$33\text{ °C: CO}(100\text{ \%})=\text{FE}(14,9)+\text{M}(29,8)+\text{CR}(56,3).$$

4.3 Parâmetros fisiológicos

4.3.1 Concentração de amônia não ionizada na água (NH_3)

A concentração média de amônia (NH_3) na água aumentou da temperatura de 15 °C ($0,02 \pm 0,01$ mg/L) em relação a 25 °C ($0,50 \pm 0,07$ mg/L). A partir da temperatura de 25 °C, a média de NH_3 na água diminuiu nas condições de temperaturas de 30 °C ($0,39 \pm 0,17$ mg/L) e 33 °C ($0,25 \pm 0,02$ mg/L) (FIGURA 10). No entanto, diferenças estatísticas foram observadas apenas em relação a concentração média de NH_3 entre as temperaturas de 15 e 25 °C.

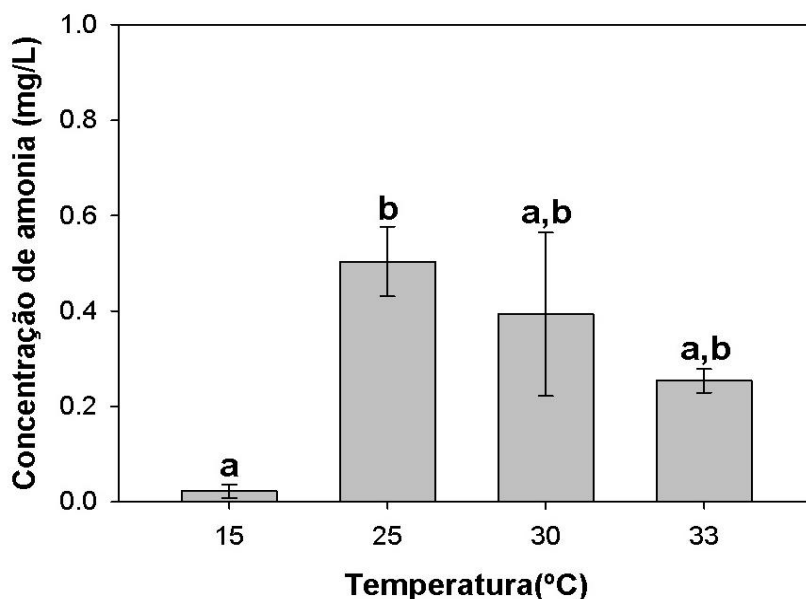


FIGURA 10 – Concentração de amônia na água (mg/L; N=6) de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C. As linhas verticais acima e abaixo das barras demonstram o erro padrão da amostra. Letras iguais indicam ausência de diferenças significativas entre as condições experimentais. Teste estatístico: Amônia - Kruskal-Wallis: Dunn's $p < 0,05$.

4.3.2 Consumo de oxigênio (O₂)

O consumo médio de oxigênio (O₂) nos juvenis de *M. salmoides* aumentou com o aumento da temperatura, onde a menor média observada foi de $0,22 \pm 0,01$ mgO₂/g/h e a maior de $0,34 \pm 0,01$ mgO₂/g/h nas condições de temperatura de 15 e 33 °C, respectivamente (FIGURA 11). Nas temperaturas de 25 e 30 °C os valores médios de O₂ foram $0,33 \pm 0,01$ e $0,34 \pm 0,01$ mgO₂/g/h, respectivamente. Não foram observadas diferenças estatísticas entre os valores médios de O₂ em animais nas temperaturas 25, 30 e 33 °C. Apenas os valores médios de O₂ de peixes na temperatura de 15 °C se diferenciaram estatisticamente das temperaturas de 25, 30 e 33 °C.

4.3.3 Glicose sanguínea

A maior média para os valores de glicose sanguínea foi observada nos peixes em de 33 °C com $51,00 \pm 2,01$ mg/dL, e menores em 15 e 25 °C com $36,08 \pm 3,03$ mg/dL e $36,40 \pm 2,09$ mg/dL, respectivamente. Na temperatura de 30 °C foi o nível de glicose sanguínea foi de $44,87 \pm 1,09$ mg/dL. Diferenças estatísticas foram observadas entre o

nível médio de glicose dos peixes em 33 °C em relação aos em 15 e 25 °C, mas não com os peixes em 30 °C (FIGURA 11). O nível de glicose dos animais em 15, 25 e 30 °C não diferiram entre si, no entanto o nível de glicose sanguínea aumenta a partir da temperatura de 25 °C.

4.3.4 Lactato plasmático

A média de lactato plasmático observado nos peixes diminuiu com o aumento da temperatura, sendo que a maior média observada foi no experimento em temperatura de 15 °C com $0,34 \pm 0,03$ mmol/L e a menor em 33 °C com $0,17 \pm 0,02$ mmol/L. Para os indivíduos mantidos em temperaturas de 25 e 30 °C o lactato plasmático foi igual para ambos com $0,19 \pm 0,01$ mmol/L. Diferenças estatísticas foram observadas no lactato de juvenis de *M. salmoides* em 15 °C em relação as demais temperaturas de 25, 30 e 33 °C (FIGURA 11). Não foram observadas diferenças estatísticas entre 25, 30 e 33 °C.

4.3.5 Teor hídrico do músculo branco (TH)

Os valores de porcentagem de teor hídrico do músculo branco (TH %) dos juvenis de *M. salmoides* em todas as temperaturas foram similares (15 °C=79,79 %; 25 °C=79,13 %; 30 °C=78,86 %; 33 °C=79,55 %), e não apresentaram diferenças estatísticas entre si (FIGURA 11).

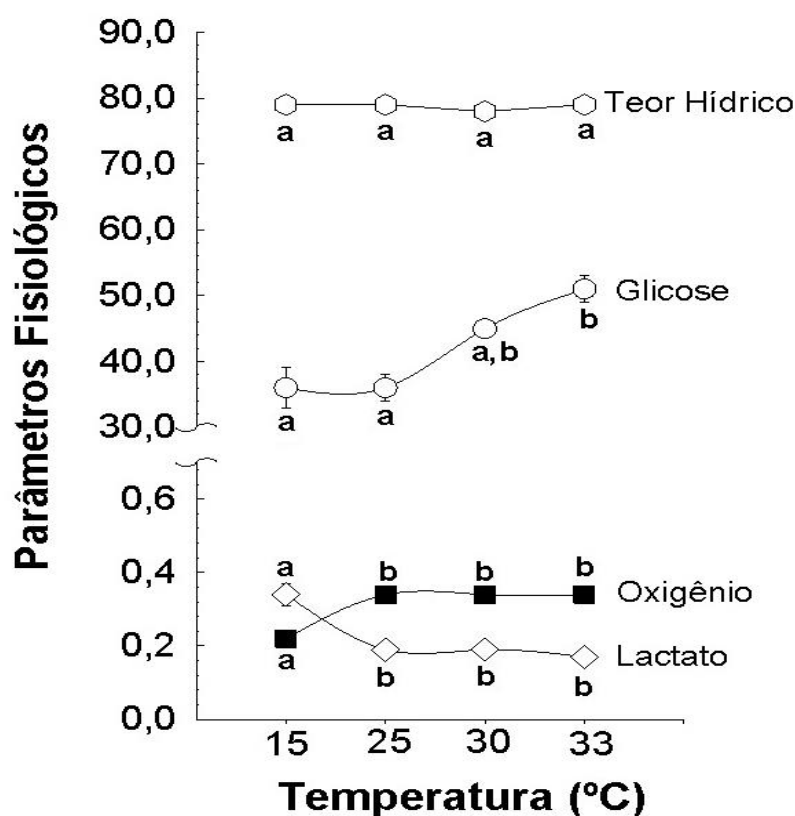


FIGURA 11 – Teor hídrico do músculo branco (%; N=12), glicose sanguínea (mg/dL; 8≤N≤12), consumo de oxigênio (mgO₂/g/h; N=6), lactato plasmático (mmol/L; 5≤N≤11) de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperatura de 15, 25, 30 e 33 °C. As linhas verticais acima e abaixo das barras demonstram o erro padrão da amostra. Letras iguais indicam ausência de diferenças significativas entre as condições experimentais. Testes estatísticos: Teor hídrico - ANOVA $p>0,05$; Glicose - Kruskal-Wallis: Dunn's $p<0,05$; Consumo de oxigênio - ANOVA: Tukey $p<0,05$; Lactato - Kruskal-Wallis: Dunn's $p<0,05$).

4.3.6 Atividade da Anidrase carbônica (AAC)

A atividade da anidrase carbônica (AAC) de juvenis de *M. salmoides* não se diferenciou estatisticamente em todas as condições termais, apresentando valores de $7,39\pm0,30$ /mg de proteína em 15 °C, $7,57\pm0,27$ /mg de proteína em 25 °C, $8,43\pm0,41$ /mg de proteína em 30 °C e $8,83\pm0,50$ /mg de proteína em 33 °C (FIGURA 11).

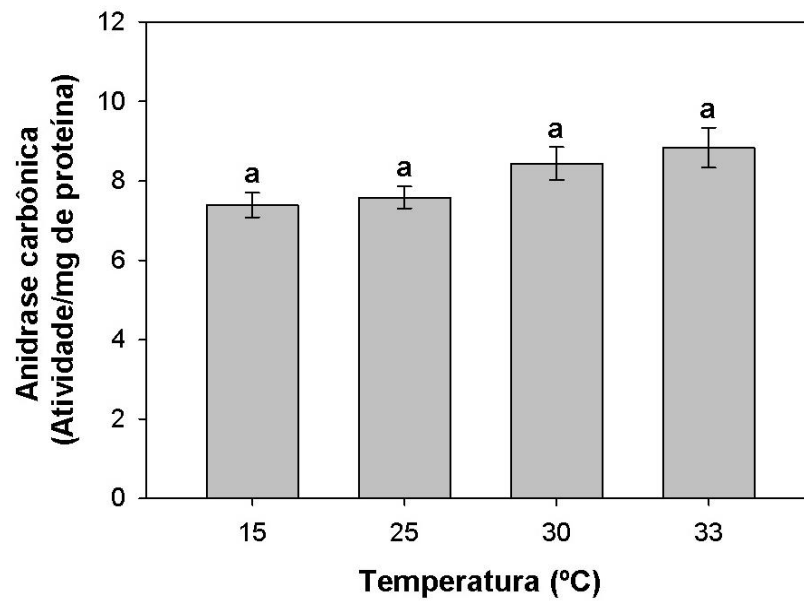


FIGURA 12 – Atividade da enzima anidrase carbônica nas brânquias (AAC/mg de proteína) de juvenis de *M. salmoides* expostos as temperaturas de 15 (N=6), 25 (N=12), 30 (N=7) e 33 °C (N=7). As linhas verticais acima e abaixo das barras demonstram o erro padrão da amostra. Letras iguais indicam ausência de diferenças significativas entre as condições experimentais. (ANOVA: Tukey; $p > 0,05$).

5. DISCUSSÃO

5.1 Crescimento em juvenis de *M. salmoides*

Juvenis de *M. salmoides* submetidos a condição de temperatura de 15 °C exibiram os menores valores de IEA (índice de eficiência alimentar), TCE (% de ganho de peso por dia) e C (% de ganho em comprimento por dia). De acordo com estudos prévios realizados em condições de temperatura <18 °C, juvenis de black bass diminuíram sua capacidade de ingestão de alimento diária (Niimi e Beamish 1974) e sua taxa de digestão (Beamish 1972; Carlander 1977), resultando em perda de apetite (Heidinger e Crowford 1977), e consequentemente a um lento crescimento. Em juvenis de *Hoplias malabaricus* (Bloch 1964), espécie piscívora nativa comumente encontrada no reservatório do Passaúna, a taxa de crescimento é praticamente nula em 14 e 18 °C, já que o consumo de alimento pelos juvenis praticamente se cessou nestas condições (Petry et al. 2007). Assim, o lento crescimento em 15 °C dos juvenis de *M. salmoides* observado neste experimento pode ser, em parte, atribuído aos fatores citados acima, visto que nesta condição entre uma alimentação e outra, os peixes ficavam por aproximadamente 4 à 5 dias sem aceitar o alimento novamente.

O IEA, TCE e C de juvenis de *M. salmoides* nas temperaturas de 25, 30 e 33 °C mantiveram-se similares. Estes resultados diferem dos padrões reportados por Carlander (1977) e Díaz et al. (2007), onde o crescimento ótimo encontrado foi entre 25-29 °C e decaindo a partir de 32 °C. No entanto, Tidwell et al. (2003) observaram um padrão similar ao encontrado no presente estudo no qual, juvenis de *M. salmoides* submetidos a temperaturas de 20, 26 e 32 °C por 97 dias apresentaram valores equivalentes de crescimento em peso em 26 e 32 °C e menores em 20 °C. Ainda de acordo com estes autores, os juvenis de *M. salmoides* em 32 °C diminuíram seu IEA e retenção de proteína o que pode indicar que os peixes estariam sentindo os efeitos do estresse crônico termal. No presente estudo, o valor do IEA obtido de juvenis de *M. salmoides* em 33 °C foi próximo aos valores obtidos em 25 e 30°C, possivelmente devido ao fato da condição termal ainda não exigir que as demandas energéticas para o crescimento sejam alteradas (Elliot 1981), mesmo mais próximo de sua temperatura crítica máxima ~36 °C (Currie et al. 2004).

De acordo com informações compiladas através de uma revisão bibliográfica elaborada por Elliot e Elliot (2010), existem duas hipóteses para adaptação termal em ectotérmicos: 1) a seleção natural pode mudar a temperatura ótima de crescimento para coincidir com a temperatura predominante em um regime termal novo ou alterado (Levinton 1983). 2) populações de diversas espécies de ambientes hostis (baixas temperaturas, curta temporada para crescimento e forte competição) desempenham melhor (e.g. crescimento, sobrevivência, tamanho corporal) em diversas temperaturas do que congêneres em ambientes menos hostis (Conover e Schultz 1995). A maioria dos trabalhos dando suporte a estas hipóteses foram realizados principalmente com salmonídeos (Forseth et al. 2001; Larsson et al. 2005; Jonsson e Jonsson 2009; Jensen et al. 2000; Nicola e Almodovar 2004). As duas hipóteses abordadas acima devem ser tratadas com ressalvas visto que seriam necessários estudos de temperatura ótima e limites termais de populações de juvenis de *M. salmoides* de ambientes variados para poder dar um melhor suporte a alguma delas. Determinar a tolerância termal das espécies é importante para o entendimento da fisiologia e ecologia, bem como prever efeitos crônicos das mudanças climáticas (Pörtner e Peck 2010).

Desde que peixes adquiram um alimento de alta densidade energética, eles podem consumir mais nutrientes em uma máxima capacidade de ingestão, consequentemente são capazes de crescer em uma taxa maior (Brett e Groves 1979). Portanto, alimentos de altas taxas calóricas são importantes pois podem suportar o máximo crescimento e performance em altas temperaturas (Tidwell et al. 2003). Feiden et al. (2008) verificou um maior desempenho em juvenis de black bass alimentados com filé de tilápia do que outros tipos de alimento, assim, o fato dos peixes estarem mantendo o CR em 33 °C poderia estar relacionada a qualidade calórica do alimento oferecido. Como no presente estudo os juvenis de black bass foram alimentados com tilápias que co-ocorrem no mesmo ambiente (Reservatório do Passaúna), a relação predador-presa de duas espécies não nativas poderia intensificar o impacto negativo do *M. salmoides* no ambiente, em um processo de facilitação ou até mesmo de fusão invasora (Simberloff e Von Holle 1999), que neste caso, a tilápia forneceria alimento de qualidade (alto teor energético) que ajudaria na estabilização do *M. salmoides*. Em adição, Ribeiro (2013) observou uma predominância de tilápias (*T. rendalli* e *O. niloticus*) no estômago de juvenis de *M.*

salmoides, indicando uma forte influência destas presas principalmente no estabelecimento dos juvenis.

Observações feitas em campo indicam que a temperatura da água no reservatório do rio Passaúna pode favorecer o crescimento de juvenis de *M. salmoides*, principalmente durante o verão quando foram verificadas temperaturas próximas a ótima ~25 °C (25-29 °C) (Coutant 1975; Tidwell et al. 2003; Díaz et al. 2007). O IEA de *M. salmoides* consumindo alimento natural varia de 0,40 a 0,15 g para cada 1 g de alimento oferecido (Carlander 1977), sendo que valores similares foram encontrados neste estudo para as temperaturas de 15 e 25 °C. Portanto, de acordo com os dados obtidos em campo, estima-se que os juvenis de *M. salmoides* possam chegar a uma TCE de 1,4 % e IEA de 0,38 durante o período de verão, e a TCE de 0,24 % e IEA de 0,21 no inverno. Durante o inverno, as temperaturas no reservatório do Passaúna podem chegar a 15 °C, nos levando a acreditar que a taxa de crescimento do black bass pode diminuir consideravelmente. O verão é crucial para os juvenis dessa espécie, pois é neste período que o peixe adquire reservas energéticas para suportar o período de inverno (Miranda e Hubbard 1994b). Diversos estudos de composição e alocação de energia de juvenis de black bass tem focado no esgotamento das reservas de energia durante o inverno e seus efeitos na sobrevivência e recrutamento para idade 1 (Miranda e Hubbard 1994b; Post, Kitchell e Hodgson 1998; Garvey, Ostrand e Wahl 2004). No entanto, os dados de temperatura no reservatório do Passaúna utilizados neste trabalho nos fornecem apenas uma noção do padrão termal durante as estações do ano, devendo ser tratado com ressalvas, visto que um monitoramento mais longo e em diversas profundidades, em conjunto com estudos da espécie em campo, são necessários para dar suporte a tais conclusões.

Apesar de ser uma espécie de regiões temperadas, os resultados observados neste trabalho indicam que juvenis de *M. salmoides* possuam uma melhor tolerância ao aumento da temperatura para seu crescimento do que algumas espécies predadoras encontradas no reservatório do Passaúna. Por exemplo, juvenis de *Hoplias malabaricus* possuem um crescimento ótimo em 21,4 °C, (Pety et al. 2007); juvenis de *Rhamdia quelen* um crescimento ótimo em 23,7 °C (Piedras, Moraes e Pouey 2004). Flutuações na temperatura da água causadas por eventos naturais ou antrópicos (i.e. mudanças climáticas) poderiam favorecer as espécies invasoras com

temporadas de crescimento mais prolongadas, podendo causar mudanças na dominância competitiva desfavorecendo as nativas (Rahel e Oden 2008). Por exemplo, alevinos de *M. salmoides* possuem um melhor crescimento em temperaturas entre 25 e 30 °C do que alevinos de *M. dolomieu* (Coutant e Deangelis 1983). Assim, alevinos de *M. salmoides* possuem menores chances de serem predados e maiores chances de se tornarem bons recrutas (juvenis de idade 1) em condições que difiram de seu ambiente natural (Coutant e Deangelis 1983). Neste sentido, juvenis de *M. salmoides* poderiam ter seu melhor período de crescimento prolongado, enquanto outras espécies possivelmente competidoras, como a *Hoplias malabaricus*, teriam este período encurtado onde poderiam se encontrar em situação mais desfavorecidas. Entretanto, cuidado é essencial em generalizações sobre os possíveis impactos de *M. salmoides* na estrutura da comunidade com as mudanças climáticas (antrópicas ou naturais), já que apenas recentemente começaram-se os estudos para a espécie em reservatórios subtropicais (Schultz 2005; Ribeiro 2013; Nakagawa 2016).

Apesar da TCE se manter inalterada em 25, 30 e 33°C, observou-se um menor valor do fator de condição Fulton (k) em animais submetidos a temperatura de 33 °C. Bennet (1971) afirma que black bass com comprimento total entre 12,6 e 37,9 cm, o fator de condição Fulton (k) de 0,97-1,25 denota peixes magros, 1,27-1,52 peixes em situação normal, e 1,55-1,80 peixes gordos. Assim, todos os peixes nas temperaturas de 15, 25 e 30 °C se enquadram naqueles em situação normal e os em 33 °C em magros. A rápida taxa de crescimento em black bass nem sempre são acompanhadas pelo maior fator de condição (Buck e Thoits 1970), sendo geralmente mais influenciadas pelas condições do ambiente e pela disponibilidade de alimento (Carlander 1977; Adams, McLean e Parrotta 1982). A diminuição do fator de condição k com o aumento da temperatura pode sugerir perda da capacidade de mobilização de energia pelo peixe, resultando em alterações de gordura e proteína nos tecidos (Huth e Place 2013, Sandersfeld et al. 2015; Grasset et al. 2014). Contudo, o fator de condição Fulton (k) não variou em temperaturas de 20, 26 e 32 °C utilizando juvenis de *M. salmoides* criados em tanques (3600 L) e alimentados a cada 24 horas em um centro de aquicultura em Minnesota, EUA (Tidwell et al. 2003). Possivelmente neste experimento, o menor valor para o fator k de peixes em 33 °C se deve ao fato da frequência no qual os animais foram alimentados, a cada 48 horas, e não ao efeito da temperatura. Grasset et al. (2014) observaram em “yellow perch” *Perca flavescens*

criados em 11, 20 e 28 °C por 45 dias que o aumento da taxa metabólica com a temperatura pode levar a um aumento das necessidades alimentares, que caso não suprida, desencadeia um efeito de subalimentação diminuindo o fator de condição. Entende-se então que, em ordem de manter juvenis de *M. salmoides* em boas condições energéticas em temperatura de 33 °C, provavelmente os peixes tenham de se alimentar diariamente.

5.2 Balanço energético

De acordo Brett e Groves (1979), toda energia consumida na forma de alimento (CO) pelos peixes deve mostrar-se de uma forma ou de outra através do metabolismo (M), crescimento (CR) e excreção fecal (FE), sendo o alimento consumido (CO) considerado 100%. Em uma revisão, estes mesmos autores formularam um balanço energético geral baseado principalmente em peixes carnívoros como *Perca fluviatilis*, *Salmo trutta*, Rainbow trout, Coho salmon, espécies encontradas em regiões temperadas, onde:

$$CO(100\%) = FE(27) + M(44) + CR(29).$$

É importante ressaltar que este balanço geral foi baseado em animais alimentados com alimento natural (invertebrados ou peixes até a saciação total), onde foram mantidos em condições de temperaturas próximas ao ótimo para o crescimento de cada espécie. Os juvenis de *M. salmoides* submetidos às temperaturas de 25, 30 e 33 °C apresentaram menores valores de FE (excretas fecais) e M (metabolismo), com exceção da temperatura de 30 °C no qual o M foi igual, em relação aos anteriormente apresentados no balanço energético para peixes carnívoros. De acordo com Brett e Groves (1979), um valor >29 % da energia destinada para o crescimento pode ser um indicativo da melhor eficiência da conversão do alimento e rápido crescimento.

A proporção de energia destinada a CR para *M. salmoides* foi semelhante na faixa de temperatura de 25-33 °C, corroborando a hipótese de que alocações do balanço energético são parecidas quando o peixe está em temperaturas próximas a ótima (Cui e Wootton 1988). O balanço energético de juvenis de *M. salmoides* neste estudo apresentaram melhor aproveitamento do alimento consumido (CO) em crescimento (CR) do que os observados por Niimi e Beamish (1974), onde o CR foi

de 40 %, FE de 10 % e o M estimado em 50 % em 25 °C, sendo alimentados com *Notropis atherinoide*.

Apesar dos peixes aclimatados em temperatura de 15°C também demonstrarem um FE <29 %, seu CR foi consideravelmente menor e a taxa de energia consumida gastas com M foi consideravelmente maior que as demais temperaturas. Caso a energia gasta em M se iguale a CO o crescimento se mantém, já além deste limite, a demanda de energia para M excede o CO ocorrendo então perda de peso e mortalidade (Sandersfield et al. 2016).

A quantidade de FE aumentou com o aumento da temperatura. Este mesmo padrão foi observado por Cui e Wootton (1988 verificar) utilizando a espécie de peixe *Phoxinus phoxinus*, no qual sugeriu que o aumento da taxa de excreção fecal com o aumento da a temperatura seria em decorrência da perda de eficiência em processar o alimento pelo animal.

A energia assimilada ($M+CR= \sim 87\%$) pelos peixes nas condições de experimento em laboratório (nas três temperaturas testadas) provavelmente seja mais elevada do que a encontrada na natureza, já que os organismos permaneceram em repouso e em condições isoladas. É importante ressaltar também que este balanço energético é básico, e que os elevados valores de M estão sendo influenciados pela técnica utilizada para quantificar o material excretado, pois leva em conta apenas a energia perdida para excretas fecais e não para processos não-fecais (eliminação de ureia e amônia), o que acaba superestimando M em até 7 % (Brett e Groves 1979).

5.3 Consumo de oxigênio e concentração de amônia na água

Em peixes de água doce, o consumo de oxigênio frequentemente é utilizado como um indicador do metabolismo de rotina, sendo fortemente dependente da temperatura (Kita, Tsuchida e Setoguma 1996). Neste estudo, o consumo de oxigênio por juvenis de *M. salmoides* foi reduzido pela metade em 15 °C em relação as demais temperaturas. O menor consumo de oxigênio observado em 15°C denota diminuição da taxa metabólica, já que o aumento da temperatura da água aumenta o nível da demanda por manutenção e atividade dos peixes (Weatherly e Gill 1987). Resultados similares a este estudo foram observados em juvenis de *Holiplias malabaricus* aclimatizados lentamente em 15, 20 e 30 °C por 15 horas (Croux 1983). No entanto,

os valores constantes de consumo de oxigênio observados em 25, 30 e 33 °C não é comum para a espécie *M. salmoides*. Díaz et al. (2007) observaram um aumento contínuo do consumo de oxigênio de juvenis de *M. salmoides* a medida que a temperatura aumenta acima de 25 °C. Dentre as possíveis causas desta discrepância do padrão entre os consumos de oxigênio pode ser devido ao estresse da metodologia, no qual pode estar exigindo o máximo consumo de oxigênio dos peixes nas temperaturas de 25, 30 e 33 °C, fazendo com que sejam similares. Entretanto, está é uma ideia especulativa fazendo-se necessário a utilização de outra técnica para compararmos com a utilizada neste presente estudo.

Neste estudo, a concentração de amônia não ionizada na água foi menor na temperatura de 15 °C e maiores nas temperaturas de 25, 30 e 33 °C. Corroborando os resultados encontrados no presente estudo, para a maioria dos peixes, a excreção de amônia na água aumenta com o aumento da temperatura (Alsop et al. 1999; Leung et al. 1999; Tidwell et al. 2003; Zakes, Zakes e Kata 2003; Luo e Xie 2009; Luo e Xie 2009). A partir da ideia de que uma proporção relativamente grande da taxa metabólica basal é responsável pelos custos energéticos na renovação de proteínas no organismo (Hochachka e Somero 2002) e a amônia é o produto primário final do catabolismo das proteínas em peixes de água doce (Mommsen e Walsh 1991; Wood 1993), logo a diminuição da concentração de amônia não ionizada e do consumo de oxigênio sugerem que a renovação de proteínas diminui com a diminuição da temperatura. Assim, os resultados observados neste estudo indicam que a redução da concentração de amônia não ionizada em 15 °C pode ser devido à desaceleração do metabolismo evidenciada pela redução do consumo de oxigênio juvenis de *M. salmoides*.

5.4 Parâmetros fisiológicos: lactato plasmático, glicose sanguínea, teor hídrico do músculo branco e atividade da anidrase carbônica

Os resultados obtidos neste estudo nos fornecem indícios de que em 15 °C, os peixes estejam sofrendo maiores dificuldades em assimilar oxigênio para os processos fisiológicos. Animais aquáticos ectotérmicos em condições próximas de seu limite inferior de temperatura diminuem sua taxa de ventilação e batimento cardíaco seguida de uma diminuição da pressão parcial de oxigênio no sangue, indicando

insuficiência na absorção e transporte de oxigênio pelo organismo causando hipóxia (Portner 2002). Consequentemente, os tecidos são obrigados a depender do metabolismo anaeróbico para obtenção de energia o que acarreta em acumulação de produtos finais do processo anaeróbico como o lactato (Somero 1995; Hochachka e Somero 2002). Baseando-se nestas informações e nos resultados de lactato plasmático obtidos neste presente estudo, acredita-se então, que em 15 °C os juvenis de *M. salmoides* estão sofrendo deficiências no fornecimento de oxigênio para o metabolismo aeróbico, tendo que utilizar o metabolismo anaeróbico mais do que as demais temperaturas.

Os níveis de glicose medidos no sangue de juvenis de *M. salmoides* aumentaram com o aumento da temperatura. O aumento da glicose no sangue do peixe pode ser atribuído a um aumento das exigências energéticas para a atividade de exercício, o que leva a quebra das reservas de glicogênio no fígado (Milligan e Wood 1987). Lermen et al (2004) observaram padrões similares a este estudo onde juvenis de jundiá, *Rhamdia quellen*, demonstraram maiores valores do nível de glicose em 31 °C (hiperglicemia) e menores em 15 °C (hipoglicemia) após 21 dias de exposição. Costa (2012) também observou estes padrões para juvenis de pacamã, *Lophiosilurus alexandri*, em temperaturas entre 23 e 32 °C por 35 dias. Entretanto, a resposta glicêmica se altera de espécie para espécie de acordo com seus limites de tolerância e ao tempo de exposição a temperatura estressante (Ottolengui et al. 1995; Sun, Chen e Chang 1995). Assim, apesar dos maiores valores de glicose sanguínea em juvenis de *M. salmoides* serem observados na temperatura de 30 e 33 °C, estes valores ainda não aparentam indicar condições estressantes para os juvenis de *M. salmoides*, pois quanto mais perto das temperaturas extremas toleráveis, a influência da temperatura é mais evidente porque promove a diminuição da alimentação, consequentemente, levando a perda de peso (Countant 1975; Carlander 1977; Wenderlaa Bonga 1997).

Os valores de teor hídrico do músculo branco de juvenis de *M. salmoides* foi similar em todas as condições de temperaturas. Tidwell et al. (2003) obtiveram resultados similares de teor hídrico em juvenis de black bass aclimatados em 20, 26 e 32 °C. De acordo com estes autores, as pequenas variações encontradas no teor hídrico do músculo branco dos *M. salmoides* com provavelmente não são biologicamente significantes.

Apesar dos juvenis de *M. salmoides* demonstrarem uma leve tendência em aumentar a atividade da anidrase carbônica (AAC) de acordo com o aumento da temperatura, os valores encontrados não foram significativamente diferentes em todas as condições de temperatura. Houston e Mearow (1982) observaram por 28 dias que em temperaturas entre 5 e 35 °C a AAC aumentou com o aumento da temperatura em juvenis de *Carassius auratus*, decaindo apenas em 35 °C. No entanto, padrão oposto foi observado para juvenis truta arco íris *Salmo gairdneri* em condições de 2, 10 e 18 °C por 21 dias, no qual a AAC diminuiu com o aumento da temperatura (Houston e McCarty 1978). Assim, nota-se que a AAC varia de espécie para espécies de acordo com a temperatura, de acordo com as preferências termais de cada espécie. Possivelmente, neste estudo a temperatura pouco influenciou na AAC em juvenis de *M. salmoides*, ou seja, os peixes mantiveram praticamente estáveis suas trocas gasosas e o equilíbrio ácido-base mesmo expostos as condições de temperatura diferentes.

6. CONCLUSÃO

Os juvenis de *M. salmoides* utilizados neste estudo demonstraram ser susceptíveis ao estresse termal em temperatura de 15 °C, pois diminuem seu metabolismo no qual se reflete em lento crescimento. Assim, em condições naturais do reservatório do Passaúna, o inverno (menores temperaturas registradas) pode ser limitante para os juvenis de *M. salmoides*, período no qual provavelmente seja crucial para a sua sobrevivência como observado em outros locais. Por outro lado, em temperaturas mais altas o black bass demonstrou um alto crescimento em condições de temperatura 25, 30 e 33 °C. Então, podemos entender que a temperatura de 25 °C registrada no verão fornece condições ideais para que os juvenis se alimentem e cresçam rapidamente. Além disso, estes resultados indicam que em caso de aquecimento da temperatura da água no reservatório (natural ou antrópica), o black bass ainda continuará a exibir altas taxas de crescimento, o que pode desencadear em desvantagens competitivas para as outras espécies nativas intensificando o impacto da espécie na cadeia trófica local. Por fim, este estudo teve como finalidade obter informações de juvenis de *M. salmoides* que possam subsidiar estudos futuros que envolvam assuntos como a criação de modelos, tolerância termal, balanços energéticos e mudanças climáticas em reservatórios subtropicais.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

- Determinar a tolerância termal das espécies é importante para o entendimento da fisiologia e ecologia, bem como prever efeitos crônicos das mudanças climáticas (Pörtner and Peck, 2010).
- Em adição, existe a possibilidade da qualidade nutricional do alimento (tilápias) em fornecer energia suficiente para que o animal consiga ganhar peso mesmo em uma condição mais elevada de temperatura.
- Para que juvenis de *M. salmoides* apresentem um bom fator de condição em temperatura de 33 °C, provavelmente tenham de ser alimentados diariamente como efetuado por Tidwell et al. (2003).
- Em um cenário de mudanças climáticas, os juvenis de *M. salmoides* podem ter uma vantagem competitiva em relação as principais espécies predadoras do reservatório, pois apresentam altas taxas de crescimento em condições consideradas fora da ótima para as outras espécies.
- O balanço energético de juvenis de *M. salmoides* em diferentes condições de temperaturas alimentados com tilápias nos fornece uma base para o desenvolvimento de modelos em reservatórios, já que provavelmente exista uma forte associação entre o *M. salmoides* e as tilápias principalmente neste estágio de vida (Ribeiro 2012).
- O balanço energético baseado em peso seco é considerado básico pois omite parâmetros que deveriam ser incluídos, como por exemplo a eliminação de uréia e amônia, sendo necessários estudos que se baseiem no conteúdo calórico do balanço energético (mais eficazes e precisos).
- O metabolismo anaeróbico causado por altas temperaturas em juvenis de *M. salmoides* necessitam de estudos futuros.

REFERÊNCIAS

- ABILHOA V.; VITULE J. R. S. Black Bass (*Micropterus salmoides*). In: Vidolin GP, Tossulino MGP, Britto MM (org.) **Plano de controle de espécies exóticas invasoras no estado do Paraná**. Instituto Ambiental do Paraná, Curitiba, pp 97-103, 2009.
- ADAMS S. M.; MCLEAN R. B.; PARROTTA J. A. Energy partitioning in largemouth bass under conditions of seasonally fluctuating prey availability. **Transactions of the American Fisheries Society** 111:549-558, 1982.
- AGOSTINHO A. A.; PELICICE F. M.; GOMES L. C. Dams and the fish fauna of the Neotropical Region: impacts and management related to diversity and fisheries. **Brazilian Journal of Biology** 68:1119-1132, 2008.
- AKHTAR M.; PAL A.; SAHU N.; CIJI A.; MAHANTA P. Thermal tolerance, oxygen consumption and haemato-biochemical variables of *Tor putitora* juveniles acclimated to five temperatures. **Fish Physiology and Biochemistry** 39:1387–1398, 2013.
- ALSOP D. H.; KIEFFER J. D.; WOOD C. M. The effects of temperature and swimming speed on instantaneous fuel use and nitrogenous waste excretion of the Nile Tilapia. **Physiological and Biochemical Zoology** 72(4):474–483, 1999.
- BARTON B.A. Salmonid fishes differ in their cortisol and glucose responses to handling and transport stress. **North American Journal of Aquaculture**, 62: 12-18, 2000.
- BEAMISH F. W. H. Ration size and digestion in largemouth bass, *Micropterus salmoides* Lape  re. **Canadian Journal of Zoology** 50: 153-164, 1972.
- BEAR E. A. **Effects of temperature on survival and growth of westslope cutthroat trout and rainbow trout: implications for conservation and restoration**. Master thesis. Montana State University. Bozeman, MT. 68p, 2005
- BLACKBURN T. M.; PYSEK P.; BACHER S.; CARLTON J. T.; DUNCAN R. P.; JAROS  K V.; WILSON J. R. U.; RICHARDSON D. M. A proposed unified framework for biological invasions. **Trends in Ecology and Evolution** 26:333-339, 2011.
- BLACKWELL B. G.; BROWN M. L.; WILLIS D. W. Relative weight (Wr) status and current use in fisheries assessment and management. **Reviews in Fisheries Science** 8:1–44, 2000.
- BRANDT S. B. The effect of thermal fronts on fish growth: a bioenergetics evaluation of food and temperature. **Estuaries** 16:142-159, 1993.
- BRADFORD M. M. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry** 72, 248–254, 1976.

BRETT J. R. **Implications and assessment of environmental stress**. In: Larkin, P. A. (Ed.). The investigation of fish-power problems. Vancouver: MacMillan Lectures in Fisheries, p. 69-83, 1958.

BRETT J. R.; GROVES T. D. D. Physiological energetics. In: Hoar, W. S.; Randall, D. J. & Brett, J. R. eds. **Fish Physiology**. New York, Academic Press, 8:279-352, 1979.

BRETT J. R.; SHELBOURN J. E.; SHOOP C. T. Growth rate and body composition of fingerling sockeye salmon, *Oncorhynchus nerka*, in relation to temperature and ration size. **Journal of the Fisheries Research Board of Canada** 26:2363-2394, 1969.

BRITTON J. R.; HARPER D. M.; OYUGI D. O. Is the fast growth of an equatorial *Micropterus salmoides* population explained by high water temperature? **Ecology of Freshwater Fish** 19: 228-238, 2010.

BROWN T. G.; RUNCIMAN B.; POLLARD S.; GRANT A. D. A. **Biological synopsis of largemouth bass (*Micropterus salmoides*)**. Canadian Manuscript Report of Fisheries and Aquatic Sciences 2884, Nanaimo, British Columbia, 2009.

BUCK D. H.; THOITS C. F. **Dynamics of one-species populations of fishes in ponds subjected to cropping and additional stocking**. Illinois Natural History Survey Bulletin 30:68-165, 1970.

CAMBRAY J. A. Impact on indigenous species biodiversity caused by the globalisation of alien recreational freshwater fisheries. **Developments in Hidrobiology** 171:217-230, 2003.

CAMBRAY J. A.; STUART C. T. Aspects of the biology of the rare redfin minnow *Barbus burchelli* (Pisces, Cyprinidae), from South Africa. **South African Journal of Zoology** 20:155-165, 1985.

CAMPBELL J. W. Mitochondrial ammonia metabolism and the proton-neutral theory of hepatic ammonia detoxication. **Journal of Experimental Zoology** 278, 308–321, 1997.

CANONICO G. C.; ARTHINGTON A.; MCCRARY J. K.; THIEME M. L. The effects of introduced tilapias on native biodiversity. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems** 15:463-483, 2005.

CARLANDER K. D. **Handbook of freshwater fishery biology**, volume 2. Iowa State University Press, Ames, 1977.

CECH J. J.; BRAUNER C. J. **Techniques in respiratory physiology**. In Encyclopedia of Fish Physiology from Genome to Environment (ed. A. P. Farrell e D. Stevens), pp. 846–853, 2011. San Diego, CA: Academic Press.

CHEW S. F.; WILSON J. M.; IP Y. K.; RANDALL D. J. Nitrogen excretion and defense against ammonia toxicity. In: Val, A. L., V. M. F. Almeida-Val&D. J. Randall (eds), Fish Physiology: **The Physiology of Tropical Fishes**, vol.21, Chapter 8. Academic Press, San Diego: 307–379, 2005.

CONOVER D. O.; SCHULTZ E. T. Phenotypic similarity and the evolutionary significance of countergradient variation. **Trends in Ecology and Evolution** 10, 248–252, 1995.

COSTA D. P. **Efeito da temperatura da água no desempenho e variáveis hematológicas e bioquímicas de juvenis de pacamã *Lophiosilurus alexandri***. MSc Dissertation, Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais, Brazil, 42 pp, 2012.

COUTANT C. C. **Responses of bass to natural and artificial temperature regimes**. In *Black Bass Biology and Management* (R. H. Stroud & H. Clepper, eds), pp. 272–285, 1975. Washington, D.C.: Sport Fishing Institute.

CROUX M. J. P. Metabolismo de rotina de hoplias *Malabaricus Malabaricus* (Bloch, 1974) (Osteichthyes, Erythrinidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, São Paulo 1(3): 217–222, 1983.

CUI Y.; WOOTTON R. J. Bioenergetics of growth of a cyprinid, *Phoxinus Phoxinus* (L.): the effect of ration, temperature and body size on food consumption, fecal production and nitrogenous excretion. **Journal of Fish Biology** 33, 431–443, 1988.

CUNHA V. L.; RODRIGUES R. V.; OKAMOTO M. H.; SAMPAIO L. A. Consumo de oxigênio pós-prandial de juvenis do pampo *Trachinotus marginatus*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.4, p.1257–1259, 2009.

CUNJAK R. A.; GREEN J. M. Influence of water temperature on behavioural interactions between juvenile brook charr, *Salvelinus fontinalis*, and rainbow trout, *Salmo gairdneri*. **Canadian Journal of Zoology** 64:1288–1291, 1986.

CURRIE R. J.; BENNETT W. A.; BEITINGER T. L.; CHERRY D. S. Upper and lower temperature tolerances of juvenile freshwater game-fish species exposed to 32 days of cycling temperatures. **Hydrobiologia** 532: 127–136, 2004.

DIDHAM R. K.; TYLIANAKIS J. M.; GEMMELL N. J.; RAND T. A.; EWERS R. M. Interactive effects of habitat modification and species invasion on native species decline. **Trends in Ecology and Evolution** 22:489–96, 2007.

DE STASO J.; RAHEL F. J. Influence of water temperature on interactions between juvenile Colorado River cutthroat trout and brook trout in a laboratory stream. **Transactions of the American Fisheries Society** 123:289–297, 1994.

DÍAZ F. R. A. D.; GONZALEZ R. A.; SANCHEZ L. N.; LEYVA G.; VALENZUELA. F. Temperature preference and oxygen consumption of the largemouth bass *Micropterus salmoides* (Lacepede) acclimated to different temperatures. **Aquaculture Research** 38, 1387–1394, 2007.

DINESH B.; RAMESH M.; POOPAL R. K. Effect of ammonia on the electrolyte status of an Indian major carp *Catla catla*. **Aquaculture Research** 44: 1677–1684, 2013.

DUNCAN A.; KLEKOWSKI R. Z. **Parameters of an energy budget. In. Methods for Ecological Bioenergetics.** IBP Handbook N. 24. Blackwell Scientific Publications. 367pp, 1975.

DÜLGER N.; KUMLU M.; TÜRKMEN S.; ÖLÇÜLÜ A.; EROLDÖĞAN O.; ASUMAN H.; ÖÇAL N. Thermal tolerance of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles acclimated to three temperature levels. **Journal of Thermal Biology**, 37:79-82, 2012.

ELLIOTT J. M. Some aspects of thermal stress on freshwater teleosts. In Stress and Fish (Pickering, A. D., ed.), **London: Academic Press**. pp. 209–245, 1981.

ELLIOTT J. M.; ELLIOTT J. A. Temperature requirements of Atlantic salmon *Salmo salar*, brown trout *Salmo trutta* and Arctic charr *Salvelinus alpinus*: Predicting the effects of climate change. **Journal of Fish Biology** 77, 1793–1817, 2010.

ELVIRA B.; ALMODOVAR A. Freshwater fish introductions in Spain: facts and figures at the beginning of the 21st century. **Journal of Fish Biology** 59 (Suppl. A): 323–331, 2001.

ESPÍNOLA L. A.; JÚLIO-JUNIOR H. F.; BENEDITO E. Invasive non-native species of fish in upper Paraná river Basin, Brazil: Variations of caloric content in *Cichla kelberi*. **Neotropical Ichthyology**. Vol 10:401-408, 2016.

EVANS D. H.; PIERMARINI P. M.; CHOE K. P. The multifunctional fish gill: dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid–base regulation, and excretion of nitrogenous waste. **Physiological Reviews** 85, 97–177, 2005.

FEIDEN A.; FERRARI E.; BOSCOLO W. R.; FREITAG M.; COLDEBELLA A.; HINNAH L.; SIGNOR A. A. **Black bass (*Micropterus salmoides*, Lacepède 1802) fingerlings performance and survival, submitted to the alimentary conditioning, using different proteics pâtés.** Semina: Ciências Agrárias, Londrina, v. 29, n. 2, p. 449-458, 2008.

FORSETH T.; HURLEY M. A.; JENSEN A. J.; ELLIOTT J. M. Functional models for growth and food consumption of Atlantic salmon parr, *Salmo salar*, from a Norwegian river. **Freshwater Biology** 46, 173–186, 2001.

FOX M.; CRIVELLI A. Body size and reproductive allocation in a multiple spawning centrarchid. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**. Vol 55: 737-748, 1998.

FRISK M.; SKOV P. V.; STEFFENSEN J. F. Thermal optimum for pikeperch (*Sander lucioperca*) and the use of ventilation frequency as a predictor of metabolic rate. **Aquaculture** 324, 151–157, 2012.

FROESE R.; PAULY D. <<http://www.fishbase.org>> Accessed 04 March 2017.

FRY F. E. J. **Effects of the Environment on Animal Activity**. Toronto, ON: University of Toronto Press, 1947

FRY F. E. J. The effect of environmental factors on the physiology of fish. Pages 1-98 in W.S. Hoar and D.J. Randall, editors. **Fish physiology**, volume 6. Academic Press, New York, 1971.

GARVEY J. E.; OSTRAND K. G.; WAHL D. H. Energetics, predation, and ration affect size-dependent growth and mortality of fish during winter. **Ecology** 85, 2860–2871, 2004.

GHERARDI F. **Biological invasions in inland waters: an overview**. In: Gherardi F (ed) *Biological Invaders in Inland Waters: Profiles, Distribution, and Threats* 2nd edn. Book Series *Invading Nature* - Springer Series in Invasion Ecology, Springer, Amsterdam, 2007.

GODINHO F. N.; FERREIRA M. T.; CORTES R. V. The environmental basis of diet variation in pumpkinseed sunfish, *Lepomis gibbosus*, and largemouth bass, *Micropterus salmoides*, along an Iberian river basin. **Environmental Biology of Fishes** 50: 105–115, 1997.

GOOLISH E. M.; ADELMAN I. R. Effects of ration size and temperature on growth of juvenile common carp, (*Cyprinus carpio* L.). **Aquaculture** 36: 27-35, 1984.

GOZLAN R. E. Introduction of non-native freshwater fish: is it all bad? **Fish and Fisheries** 9:106-115, 2008.

GOZLAN R. E.; BRITTON J. R.; COWX I.; COPP G. H. Current knowledge on non-native freshwater fish introductions. **Journal of Fish Biology** 76:751–786, 2010.

GRASSET J.; BOUGAS B.; CAMPBELL P. G. C.; BERNATCHEZ L.; COUTURE P. Temperature, oxygen, and diet modulate gene transcription and metabolic capacities in yellow perch. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science** 71: 1635–1641, 2014.

GRODZINSKI W.; KLEKOWSKI R. Z.; DUNCAN A. **Methods for Ecological Bioenergetics**. IPB Handbook, Blackwell Publications, Oxford, 24, 367 pp., 1975

GUTIERRE S. M. M. **Ecofisiologia de teleósteos: o papel da temperatura na compreensão da distribuição e abundância das espécies em diferentes ambientes**. (Doutorado em Ecologia e Conservação) Curso de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Federal do Paraná, 110p, 2015.

HEIDINGER R. C.; CRAWFORD S. D. Effect of temperature and feeding rate on the liver-somatic index of the largemouth bass, *Micropterus salmoides*. **Journal of the Fisheries Research Board of Canada**, v.34, p.633-638, 1977.

HAVEL J. E.; LEE C. E.; ZANDEN M. J. V. Do reservoirs facilitate invasions into landscapes? **BioScience** 55:518-25, 2005.

HELSE T. E.; LAI H. L. A Bayesian hierarchical meta-analysis of fish growth: with an example for North American largemouth bass, *Micropterus salmoides*. **Ecological Modelling** 178: 399–416, 2004.

HENRY R. P. **Techniques for measuring carbonic anhydrase in vitro: the electrometric delta pH and pH stat assays**. In: Dodgson, S.J., Tashian, R.E., Gros, G., Carter, N.D. (Eds.): *The Carbonic Anhydrases: Cellular Physiology and Molecular Genetics*. Plenum Press, New York, pp. 119–126, 1991.

HENRY R. P. Multiple roles of carbonic anhydrase in cellular transport and metabolism. **Annual Review of Physiology** 58: 523–538, 1996.

HILLYARD S. D. **Life in hot water: the desert pupfish**. In *Encyclopedia of Fish Physiology: From Genome to Environment* (ed. A. P. Farrell e D. Stevens), pp. 1831–1842. London: Academic Press., 2011

HOCHACHKA P. W. Channels and pumps – determinants of metabolic cold adaptation strategies. **Comparative Biochemistry and Physiology** 90B, 515–519, 1988.

HOCHACHKA P. W.; SOMERO G. N. **Biochemical adaptation: mechanism and process in physiological evolution**. Oxford University Press, New York, 2002.

HOUSTON A. H.; MEADOW K. M. Branchial and renal (Na + / K +) ATPase and carbonic anhydrase activities in a freshwater *Crassius auratus* L. **Comparative Biochemistry and Physiology**. Vol. 71A: 175–180, 1982.

HOUSTON A. H.; MCCARTY L. S. Carbonic anhydrase (acetazolamide-sensitive esterase) activity in the blood, gill and kidney of the thermally acclimated rainbow trout, *Salmo gairdneri*. **Journal of Experimental Biology** 73, 15–27, 1978.

HUTH T. J.; PLACE S. P. De novo assembly and characterization of tissue specific transcriptomes in the emerald notothen, *Trematomus bernacchii*. **BMC Genomics** 14, 805, 2013.

JACKSON D. A. Ecological effects of *Micropterus* introductions: the dark side of black bass. In: Philipp DP, Ridgway MS (eds) *Black bass: ecology, conservation, and management*. **American Fisheries Society Symposium**, 31. American Fisheries Society, Bethesda, pp 221–232, 2002.

JENSEN A. J.; FORSETH T.; JOHNSON B. O. Latitudinal variation in growth of young brown trout *Salmo trutta*. **Journal of Animal Ecology** 69, 1010–1020, 2000.

JOBLING M. Temperature tolerance and the final preferendum rapid methods for the assessment of optimum growth temperatures. **Journal of Fish Biology** 19:439–455, 1981.

JOBLING M. Bioenergetics: feed intake and energy partitioning. In: Rankin, J.C., Jensen, F.B. **Fish Ecophysiology**. Chapman & Hall, London, pp. 1–44, 1993.

JONSSON B.; JONSSON N. A review of the likely effects of climate change on anadromous Atlantic salmon *Salmo salar* and brown trout *Salmo trutta*, with particular reference to water temperature and flow. **Journal of Fish Biology** 75, 2381–2447, 2009.

JOHNSON P. T. J.; OLDEN J. D.; ZANDEN M. J. V. Dam invaders: impoundments facilitate biological invasions into freshwaters. **Frontiers in Ecology and the Environment** 6:357-363, 2008.

KIEFFER J. D.; BAKER D. W.; WOOD A. M.; PAPADOPOULOS C. N. The effects of temperature on the physiological response to low oxygen in Atlantic Sturgeon. **Fish Physiology and Biochemistry**, 37: 809–819, 2011.

KIEFFER J. D.; PENNY F. M.; PAPADOPOULOS V. Temperature has a reduced effect on routine metabolic rates of juvenile shortnose sturgeon (*Acipenser brevirostrum*). **Fish Physiology and Biochemistry** 40, 551–559, 2014.

KITA J.; TSUCHIDA S.; SETOGUMA T. Temperature preference and tolerance, and oxygen consumption of the marbled rock-fish, *Sebastes marmoratus*. **Marine Biology** 125:467–471, 1996.

KOLAR C. S.; LODGE D. M. **Freshwater nonindigenous species: interactions with other global changes**. In: Mooney HA and Hobbs RJ (Eds). Invasive species in a changing world. Washington, DC: Island Press., 2000.

LARSSON S.; FORSETH T.; BERGLUND I.; JENSEN A. J.; NASLUND I.; ELLIOTT J. M.; JONSSON B. Thermal adaptation of Arctic charr: experimental studies of growth in eleven charr populations from Sweden, Norway and Britain. **Freshwater Biology** 50, 353–368, 2005.

LEVINTON J. S. The latitudinal compensation hypothesis: growth data and a model of latitudinal growth differentiation based upon energy budgets. Interspecific comparison of *Ophryotrocha* (Polychaeta: Dorvilleidea). **Biological Bulletin** 165, 686–698, 1983.

LERMEN C. L.; LAPPE R.; CRESTANI M. R.; VIEIRA V. L. P.; GIODA C. R.; SCHETINGER M. R. C.; BALDISSEROTTO B.; MORAES G.; MORSCH V. M. Effect of different temperature regimes on metabolic and blood parameters of silver catfish *Rhamdia quelen*. **Aquaculture** 239: 497 – 507, 2004.

LEUNG K. M. Y.; CHU J. C. W.; WU R. S. S. Effects of body weight, water temperature and ration size on ammonia excretion by the areolated Grouper (*Epinephelus areolatus*) and mangrove snapper (*Lutjanus argentimaculatus*). **Aquaculture** 171:215–227, 1999.

LORENZONI M.; DÖRR A. J. M. ; ERRA R.; GIOVINAZZO G.; MEARELLI M.; SELVI S. Growth and reproduction of Largemouth bass (*Micropterus salmoides*, Lacepède, 1802) in lake Trazimeno (Umbria, Italy). **Fisheries Research**, 56: 89-95, 2002.

LOWE S.; BROWNE M.; BOUDJELAS S.; DE POORTER M. **100 of the world's worst invasive alien species A selection from the global invasive species database.**

Published by The Invasive Species Specialist Group (ISSG) a specialist group of the Species Survival Commission (SSC) of the World Conservation Union (IUCN), 2000.

LUO Y.; XIE X. The effect of temperature on post-feeding ammonia excretion and oxygen consumption in the southern catfish. **Journal of Comparative Physiology** 179:681–689, 2009.

MAEZONO Y.; MIYASHITA T. Community-level impacts induced by introduced largemouth bass and bluegill in farm ponds in Japan. **Biological Conservation** 109:111-121, 2003.

MAGNUSON J. J.; WEBSTER K. E.; ASSEL R. A.; BOWSER C. J.; DILLON P. J.; EATON J. G.; EVANS H. E.; FEE E. J.; HALL R. I.; MORTSCH L. R.; SCHINDLER D. W.; QUINN F. H. Potential effects of climate changes on aquatic systems: Laurentian Great Lakes and Precambrian Shield Region. **Hydrological Processes** 11(8):825–871, 1997.

MARICONDI-MASSARI M.; KALININ A. L.; RANTIN F. T. The effects of temperature on oxygen uptake, gill ventilation and ECG waveforms in the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. **Journal of Thermal Biology** 23, 283–290, 1998.

MATHEUS F. E. **Balanço energético e seletividade alimentar de *Hyphessobrycon eques* e *Serrapinnus notomelas* (Pisces, Characiformes)**. MSc Dissertation, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, São Paulo, Brazil, 63 pp, 2006.

MAZUR C. F.; IWAMA G. K. Effect of handling and stockidg density on hematocrit, plasma cortisol, and survival in wild and hatchery-reared chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*). **Aquaculture** 1 12:291-299, 1993.

MCCULLOUGH D. A.; SPALDING S.; STURDEVANT D.; HICKS M. Summary of technical literature examining the physiological effects of temperature on salmonids. **U.S. Environmental Protection Agency Report** EPA-910-D-01-005. Washington, D.C, 2001.

MILLIGAN C. L.; WOOD C. M. Regulation of blood oxygen transport and red cell pH after exhaustive activity in rainbow trout (*Salmo gairdneri*) and starry flounder (*Platichthys stellatus*). **Journal of Experimental Biology** 133, 261–282, 1987.

MITTELBACH G. G.; TURNER A. M.; HALL D. J.; RETTIG J. E.; OSENBERG C. W. Perturbation and resilience: a long-term whole-lake study of predator extinction and reintroduction. **Ecology** 76:2347-2360, 1995.

MIRANDA L. E.; HUBBARD W. D. Winter survival of age-0 largemouth bass relative to size, predators, and shelter. **North American Journal of Fisheries Management** 14: 790–796. Mittelbach, 1994.

MIRON D. S.; MORAES B.; BECKER A. G.; CRESTANI M.; SPAN-EVELLO R.; LORO V. L.; BALDISSEROTTO B. Ammonia and pH effects on some metabolic parameters

and gill histology of silver catfish, *Rhamdia quelen* (Heptapteridae). **Aquaculture** 277: 192–196, 2008.

MURCHIE K. J.; COOKE S. J.; DANYLCHUK A.; DANYLCHUK S.; GOLDBERG T.; SUSKI C. D.; PHILIPP D. Thermal biology of bonefish (*Albula vulpes*) in Bahamian coastal waters and tidal creeks: an integrated laboratory and field study. **Journal of Thermal Biology** 36:38–48, 2011.

MURRAY R. W. Temperature receptors. In **Fish Physiology**, Vol. 5 (Hoar, W. S. & Randall, D. J., eds), pp. 121–133. London: Academic Press., 1971.

NAKAGAWA B. K. **Biologia populacional do predador invasor *Micropterus salmoides* (Lacépède, 1802) em um reservatório Neotropical usando marcação e recaptura.** (Mestrado em Ecologia e Conservação) Curso de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação, Universidade Federal do Paraná, 46p, 2016.

NICOLA G. G.; ALMODÓVAR A. Growth pattern of stream-dwelling brown trout under contrasting thermal conditions. **Transactions of the American Fisheries Society** 133, 66–78, 2004.

NIIMI A. J.; BEAMISH F. W. H. Bioenergetics and growth of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in relation to body weight and temperature. **Canadian Journal of Zoology** . 52,447-456, 1974.

NOMURA H. **Nomes científicos dos peixes e seus correspondentes nomes vulgares.** In H. Nomura (ed.). Dicionário de peixes do Brasil. Editerra, Brasília, Brasil:27-63, 1984.

OJANGUREN A. F.; REYES-GAVILAN F. G.; BRAÑA F. Thermal sensitivity of growth, food intake, and activity of juvenile brown trout. **Journal of Thermal Biology** 26:165-170, 2001.

OBA E. T.; MARIANO W. D. S.; SANTOS L. R. B. Estresse em peixes cultivados: agravantes e atenuantes para o manejo rentável. Embrapa Amapá. **Manejo e Sanidade de Peixes em Cultivo**. Cap. 8: 226-247p, 2009.

OLDEN J. D.; POFF N. L.; BESTGEN K. R. Life-history strategies predict fish invasions and extirpations in the Colorado River Basin. **Ecological Monographs** 76:25–40, 2006.

OTTOLENGHI C.; PUVIANI A. C.; RICCI D.; MORSIANI E. The effect of high temperature on blood glucose level in two teleost fish (*Ictalurus melas* and *Ictalurus punctatus*). **Comparative Biochemistry and Physiology** 111 A, 229–235, 1995.

PETRY A. C.; AGOSTINHO A. A.; PIANA P. A.; GOMES L. C. Effects of temperature on prey consumption and growth in mass of juvenile trahira *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794). **Journal of Fish Biology**, 70, 1855–1864, 2007.

PHAN V. N.; GOMES V.; MORAIS D. M.; PASSOS M. J. A. C. R. Estudo bioenergético de animais marinhos costeiros. I. *Paralichthys brasiliensis* (Perciformes, Sciaenidae) Boletim do Instituto Oceanográfico, 10: 199-215, 1993.

PIEDRAS S. R. N.; MORAES P. R. R.; POUEY J. L. O. F. Crescimento de juvenis de jundiá (*Rhamdia quelen*), de acordo com a temperatura da água. **Boletim do Instituto de Pesca** 30(2): 177 – 182, 2004.

PORTNER H. O. Climate change and temperature-dependent bio-geography: oxygen limitation of thermal tolerance in animals. **Naturwissenschaften** 88, 137–146, 2001.

PORTNER H. O. Climate variations and the physiological basis of temperature dependent biogeography: systemic to molecular hierarchy of thermal tolerance in animals. **Comparative Biochemistry and Physiology** 132: 739–761, 2002.

PORTNER H. O.; FARRELL A. P. Physiology and climate change. **Science** 322:690–692, 2008.

POST D. M.; KITCHELL J. F.; HODGSON J. R. Interactions among adult demography, spawning date, growth rate, predation, overwinter mortality, and the recruitment of largemouth bass in a northern lake. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences** 55: 2588–2600, 1998.

POTTINGER T. G.; CARRICK T. R.; APPLEBY A.; YEOMANS W. E. High blood cortisol levels and low cortisol receptor affinity: is the chub, *Leuciscus cephalus*, a cortisol-resistant species? **General and Comparative Endocrinology** 120, 108–117, 2000.

PORTNER H. O.; PECK M. A. Climate change effects on fishes and fisheries: towards a cause-and-effect understanding. **Journal of Fish Biology**, 77:1745-1779, 2010.

PRODOCIMO V.; FREIRE C. A. Critical thermal maxima and minima of the platyfish *Xiphophorus maculatus* Günther (Poeciliidae, Cyprinodontiformes) - a tropical species of ornamental freshwater fish. **Revista Brasileira de Zoologia** 18 (Supl.1):97-106, 2001.

RAHEL F. J. Homogenization of freshwater faunas. **Annual Review of Ecology and Systematics** 33: 291–315, 2002.

RAHEL F. J.; OLDEN J. D. Assessing the effects of climate change on aquatic invasive species. **Conservation Biology** 22:521-533, 2008.

RANDALL D. J.; IP Y. K. Ammonia as a respiratory gas in water and air-breathing fishes. **Respiratory Physiology and Neurobiology** 154: 216–225, 2006.

RANDALL D. J. Excretion of ammonia. In **Encyclopedia of Fish Physiology: From Genome to Environment** (ed. A. P. Farrell and D. Stevens), pp. 1437-1443. London: Academic Press., 2011.

RIBEIRO V. M. *Micropterus salmoides*, um predador introduzido em um reservatório Neotropical: composição da dieta, táticas reprodutivas e métodos de captura. MSc Dissertation, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Brazil, 112 pp, 2013.

RIBEIRO V. M.; BRAGA R. R.; ABILHOA V.; VITULE J. R. S. Evaluation of three capture techniques for invasive *Micropterus salmoides* (Lacépède, 1802) in a Neotropical reservoir: implications for population control and management. **Journal Applied Ichthyology** 31: 1127–1129, 2015.

RICKER W. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. **Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada** 191, 1-382, 1975.

RIEMAN B. E.; LEE D. C.; THUROW R. F. Distribution, status, and likely future trends of bull trout within the Columbia River and Klamath River basins. **North American Journal of Fisheries Management** 17:1111–1125, 1997.

ROMBOUGH P. J. Respiratory gas exchange during development: models and mechanisms. In **Encyclopedia of Fish Physiology: From Genome to Environment** (ed. A. P. Farrell e D. Stevens), Academic Press, Inglaterra, p. 829-837, 2011.

SANDERSFELD T.; DAVISON W.; LAMARE M. D.; KNUST R.; RICHTER C. Elevated temperature causes metabolic trade-offs at the whole-organism level in the Antarctic fish *Trematomus bernacchii*. **Journal of Experimental Biology** 218, 2373-2381.doi:10.1242/jeb.122804, 2015.

SCHINDLER D. E.; HODGSON J. R.; KITCHELL J. F. Density-dependent changes in individual foraging specialization of largemouth bass. **Oecologia** 110:592-600, 1997.

SCHULZ U. H.; LEAL M. E. Growth and mortality of black bass, *Micropterus salmoides* (Pisces, Centrarchidae; Lacepède, 1802) in a reservoir in southern Brazil. **Brazilian Journal of Biology** 65:363-369, 2005.

SCOTT W. B.; CROSSMAN E. J. **Freshwater Fishes of Canada**. Ottawa: Fisheries Research Board of Canada, 1973.

SHARMA S.; JACKSON D. A.; MINNS C. K.; SHUTER B. J. Will northern fish populations be in hot water because of climate change? **Global Change Biology** 13:2052–2064, 2007.

SIMBERLOFF D.; VON HOLLE B. Positive interactions of nonindigenous species invasional meltdown. **Biological Invasions** 1:21-32, 1999.

SOMERO G. N. Proteins and temperature. **Annual Review of Physiology** 57, 43–68, 1995.

SOMERO G. N. Linking biogeography to physiology: Evolutionary and acclimatory adjustments of thermal limits. **Frontiers in Zoology** 2:1–9, 2005.

SOUZA-BASTOS L. R.; FREIRE C. A. The handling of salt by the neotropical cultured freshwater catfish *Rhamdia quelen*. **Aquaculture** 289: 167-174, 2009.

SOUZA-BASTOS L. R.; VAL A. L.; WOOD C. M. Are Amazonian fish more sensitive to ammonia? Toxicity of ammonia to eleven native species. **Hydrobiologia**, 789(1), 1–13, 2015.

SVOBODOVÁ Z.; LLOYD R.; MÁCHOVÁ J.; VYKUSOVÁ B. **Water quality and fish health**. EIFAC Technical Paper. No. 54.. 59 p. Rome, FAO, 1993.

SUN L. T.; CHEN G. R.; CHANG C. F. Acute responses of blood parameters and comatose effects in salt-acclimated tilapias exposed to low temperatures. **Journal of Thermal Biology** 20, 299–306, 1995.

TAKAMURA K. Performance as a fish predator of largemouth bass (*Micropterus salmoides* Lacepede) invading Japanese freshwaters: a review. **Ecology Research** 22: 940– 946, 2007.

TIDWELL J. H.; COYLE S. D.; BRIGHT L. A.; VANARNUM A.; YASHARIAN D. Effects of water temperature on growth, survival, and biochemical composition of largemouth bass *Micropterus salmonides*. **Journal of the World Aquaculture Society** 34, 175–183, 2003.

TOMANEK L. The importance of physiological limits in determining biogeographical range shifts due to global climate change: the heat shock response. **Physiological and Biochemical Zoology**, 81:709–717, 2008.

TRUMPICKAS J.; MANDRACK N. E.; RICCIARDI A. Nearshore fish assemblages associated with introduced predatory fishes in lakes. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems** 21:338-347, 2011.

TSUNODA H.; MITSUO Y. Multiple effects of exotic largemouth bass (*Micropterus salmoides*) and environmental factors on species richness and composition of pond-dwelling fishes: **Aquatic Living Resources** 25, 163–171, 2012.

VANLANDEGHEM M. M.; WAHL D. H.; SUSKI C. D. Physiological responses of largemouth bass to acute temperature and oxygen stressors. **Fisheries Management and Ecology** 17: 414–425, 2010.

VANELLA F. A.; BOY C. C.; LATTUCA M. E.; CALVO J. Temperature influence on post-prandial metabolic rate of sub-Antarctic teleost fish. **Comparative Biochemistry and Physiology** 156A, 247–254, 2010.

VAN HAM E. H.; BERNTSEN M. H. G.; IMSLAND A. K.; PARPOURA A. C.; WENDELAAR-BONGA S. E.; STEFANSSON S. O. The influence of temperature and ration on growth, feed conversion, body composition and nutrient retention of juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). **Aquaculture**, 217(1-4):547-58, 2003.

- VITALE A. M.; MONSERRAT J. M.; CASTILHO P.; RODRIGUEZ E. M. Inhibitory effects of cadmium on carbonic anhydrase activity and ionic regulation of the estuarine crab *Chasmagnathus granulata* (Decapoda, Grapsidae). **Comparative Biochemistry and Physiology** 122 C, 121–129, 1999.
- VITULE J. R. S.; FREIRE C. A.; SIMBERLOFF D. Introduction of non-native freshwater fish can certainly be bad. **Fish and Fisheries** 10:98-108, 2009.
- VITULE J. R. S.; SKÓRA F.; ABILHOA V. Homogenization of freshwater fish faunas after the elimination of a natural barrier by a dam in Neotropics. **Diversity and Distributions** 18:111-120, 2012.
- VITULE J. R. S.; UMBRIA S. C.; ARANHA J. M. R. Introduction of the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) into Southern Brazil. **Biological Invasions** 8:677-681, 2006b.
- WEATHERLY A. H.; GILL H. S. **The biology of fish growth**. Academic Press, New York, USA, 1987.
- WEIHRAUCH D.; WILKIE M. P.; WALSH P. J. Ammonia and urea transporters in gills of fish and aquatic crustaceans. **Journal of Experimental Biology** . 212, 1716–1730, 2009.
- WELLS R. M. G.; PANKHURST N. W. Evaluation of simple instruments for the measurement of blood glucose and lactate, and plasma protein as a stress indicator in fish. **Journal of the World Aquaculture Society**, 30: 276-284, 1999.
- WENDELAAR-BONGA S. E. The stress response in fish. **Physiological Reviews** 77(3): 591–625, 1997.
- WEYL O. L. F.; HECHT T. A successful population of largemouth bass, *Micropterus salmoides*, in a subtropical lake in Mozambique. **Environmental Biology of Fishes** 54: 53–66, 1999.
- WOOD C. M. Acid-base and ion balance, metabolism, and their interactions after exhaustive exercise in fish. **Journal of Experimental Biology** 160: 285–308, 1991.
- ZHANG Y.; KIEFFER J. D. Critical thermal maximum (CTMax) and hematology of shortnose sturgeons (*Acipenser brevirostrum*) acclimated to three temperatures. **Canadian Journal of Zoology** 92:215–221, 2014.
- ZHANG Y.; LOUGHERY J. R.; MARTYNIUK C. J.; KIEFFER J. D. Physiological and molecular responses of juvenile shortnose sturgeon (*Acipenser brevirostrum*) to thermal stress. **Comparative Biochemistry and Physiology**, Part A 203, 314–321, 2017.

ZAKES Z.; ZAKES K. D.; KATA K. Rates of oxygen consumption and ammonia excretion of juvenile Eurasian perch *Perca fluviatilis* L. **Aquaculture International** 11:277–288, 2003.

ZARAGOZA O. D. R.; RODRÍGUEZ M. H.; BÜCKLE-RAMIREZ L. F. Thermal stress effect on tilapia *Oreochromis mossambicus* (Pisces: Cichlidae) blood parameters. **Marine and Freshwater Behaviour and Physiology** 41, 79–89, 2008.